

# Studien über Chlorophyceen

I—VII

Von

**Dr. N. Wille**

(Mit vier Tafeln)

Videnskabselskabets Skrifter. I. Math.-naturv. Klasse. 1900. No. 6.



**Christiania**

In Kommission bei Jacob Dybwad

A. W. Brøgers Buchdruckerei

1901

Vorgelegt in der Sitzung der mathem-naturwiss. Klasse vom 28. Sept. 1900.

# I. Über *Sykidion Droebakense* n. sp.

Von

Dr. N. Wille.

(Hierzu Tafel I, Fig. 1—16.)

Während eines Aufenthaltes auf der biologischen Station zu Dröbak fand ich am 11. Juli 1899 in einer kleinen engen Bucht auf der Nordwestseite der Insel Haaö, wo die Strömungen sich wenig geltend machten, eine reiche Vegetation von Fucaceen und Chlorophyceen; unter letzteren zeichneten sich besonders *Cladophora crystallina* (Roth) Kg. und schwimmende Massen von *Rhizoclonium Kernerii* Stockm. durch ihre reiche Anzahl aus. Auf diesen beiden Chlorophyceen, besonders auf der letztgenannten, wuchsen zahlreiche Individuen einer kleinen kugelförmigen Chlorophycee (Taf. I, Fig. 1, 2, 4, 11—13), die zwar zur Gattung *Sykidion* Wright<sup>1</sup> gestellt, aber unbedingt für eine neue Art erklärt werden muss; ich will sie deshalb nach ihrem Fundorte *Sykidion Droebakense* n. sp. nennen.

Wright sagt (a. a. O. S. 27) von der von ihm gefundenen Art: »They were one-celled, the basal or attached portion of the cell being in some cases very slightly stipulate, but in others quite sessile. The outline of the apical or free portion of the cell varied with age. In the very young condition it was nearly spherical; as it matured it became either slightly flattened, so as to give a fig-shape to the cell, or

<sup>1</sup> E. P. Wright, On a new Genus and Species of Unicellular Algae, living on the Filaments of *Rhizoclonium Casparyi*. (The Transactions of the Royal Irish Academy. Vol. XXVIII. No. 4. Dublin 1881.)

sometimes it became irregularly pentagonal. In the early stages the bright-green chlorophyllaceous contents completely filled the cell. Later on a second cellulose membrane seemed to be formed, and within this the protoplasmic contents divided into numerous biciliated zoospores. These escaped through the apical portion of the cell, leaving as they escaped the somewhat tough coats of cellulose of a faint straw tinge and irregularly burst through<sup>a</sup>.

Die Zellen sind bei *Sykidion Droebakense* fast immer kugelförmig (Taf. I, Fig. 1), und nur dort, wo sie sehr gedrängt sitzen, so dass sie beim Wachsen einander drücken, fallen sie aus diesem Grunde manchmal vielleicht etwas eckig aus (Taf. I, Fig. 2, 4). Die Zellen sind nie, wie bei *S. Dyeri*, birnenförmig, sondern haben eine ziemlich dünne Membran, die selbst dort, wo sie an der Wirtspflanze ansitzen, nicht verdickt ist oder einen Vorsprung hat; mit der Wirtspflanze hängt sie also nur durch einen festen Schleim zusammen. Die Individuen sind auf der Wirtspflanze ohne feste Regel angeordnet, manchmal fanden sich nur vereinzelt Zellen vor, manchmal mehrere nebeneinander oder auch grössere oder kleinere dichtgedrängte Häufchen (Tafel I, Fig. 4). Der Durchmesser der ungetheilten Zellen belief sich auf 6—9  $\mu$ .

Die Zellen hatten einen einseitigen, wandständigen, tellerförmigen, in der Mitte etwas verdickten Chromatophor, der eine etwas unregelmässig abgerundete Begrenzung aufwies, aber doch nicht so stark gelappt war wie z. B. bei *Chlorocystis Cohnii* (Wright) Reinh.; doch konnte es bei jungen Zellen vorkommen, dass der Chromatophor mit fadenähnlichem Vorsprung sich in den farblosen Teil des Zellinhaltes hindrängte, wenn dieser von kleinen Vacuolen durchsetzt war (Taf. I, Fig. 2). In der Chromatophorplatte befand sich regelmässig ein Pyrenoid (Taf. I, Fig. 1, 2, 4, 6, 7, 10—16). In dem farblosen Teil der Zelle sah man gewöhnlich kleine Körner und manchmal in der lebenden Zelle sogar den Zellkern; besser aber trat dieser doch (Taf. I, Fig. 7) hervor, wenn das Material, das in einer konzentrierten Auflösung von Pikrinsäure in Salzwasser fixiert und darauf in Salzwasser ausgewaschen worden war mit Hämatoxylin gefärbt wurde; es zeigte sich dabei, dass der Zellkern (Taf. I, Fig. 7) eine etwas wandständige Stellung in dem farblosen Teile der Zelle hatte.

Wenn die Zellen eine Grösse von über 6  $\mu$  erreicht haben, kann man die ersten Teilungsstadien zur Bildung von Zoosporen beobachten (Taf. I, Fig. 3, 4); bei einfacher oder zweimaliger Teilung entstehen da 2 oder 4 Zoosporen, die mit Hinsicht auf den Haftpunkt der Mutterzelle keine bestimmte Orientierung besitzen, indem die erste Teilung

entweder horizontal oder vertikal sein kann (Taf. I, Fig. 3, 4). Bei der Zellteilung teilen sich natürlich auch Chromatophor und Pyrenoid.

Wenn die Zoosporangien reif sind, öffnen sie sich an der Spitze mit einer ziemlich grossen Öffnung (Taf. I, Fig. 4), durch die die Zoosporen austreten.

Ich habe, ebenso wie Wright (a. a. O.) beobachtet, dass sich die Zoosporen oft, ehe sie aus dem Zoosporangium austreten, mit einer gemeinsamen inneren Haut bekleiden, die dann ebenfalls entweder durchbrochen wird (Taf. I, Fig. 8, 10—11) — so dass es aussieht, als ob das Zoosporangium eine doppelte Membran hätte (Taf. I, Fig. 8, 10, 11) — oder zugleich mit aus dem Zoosporangium herausgepresst wird, wie die dünne Blase, die oft die Zoosporen verschiedener Algen umgiebt, wenn sie gerade aus dem Zoosporangium herausgekommen sind (z. B. bei *Odogonium*, *Ulothrix*). Ich habe früher<sup>1</sup> bei den *Trentepohlia*-Arten nachgewiesen, dass sich diese Blase mit Chlorzinkjod blaufärbt; so haben wir bei *Sykidion* einen extremen Fall vor uns, da sich oft eine deutliche Zellwand anstelle der dünnen Blase entwickelt, die sich bei den anderen erwähnten Algen ganz allgemein vorfindet.

In der Regel öffnet sich das Zoosporangium mit einem Deckel, der dadurch entsteht, dass sich die Zellwand in einem ringförmigen Schnitt ablöst. Dieser Deckel kann entweder ganz abgeworfen werden oder an der einen Seite des Zoosporangiums hängen bleiben (Taf. I, Fig. 9—11). Ich habe nicht ganz sicher feststellen können, ob sich nicht auch bisweilen dieses ganze Stück auflöst und sich so in dem Zoosporangium ein grosses Loch bildet ohne Deckel; sicher ist dies bei der inneren Membran der Fall, wenn eine solche um die Zoosporen herum auftritt.

Die Zoosporen sind klein, eiförmig (Taf. I, Fig. 5; *a*, von der Seite, *b*, von oben gesehen); sie haben ein ziemlich grosses farbloses Vorderende, von dem zwei Cilien ausgehn, welche 2—3 Mal so lang sind wie die Zoosporen selbst. An dem Hinterende hat die Zoospore einen scheibenförmigen, halbkugligen Chromatophor mit einem Pyrenoid und an der Seite der Zoospores an der Vorderkante des Chromatophors befindet sich ein kleiner linienförmiger roter Augenpunkt (Taf. I, Fig. 5).

Die Zoosporen bewegen sich unter dem Deckglase nicht sehr lebhaft kommen bald zur Ruhe und befestigen sich dann gerne mit ihrem Vorderende an einer Wirtspflanze. Manchmal kommen die Zoosporen auch ohne sich zu befestigen zur Ruhe (Taf. I, Fig. 5 c), runden sich dann

<sup>1</sup> N. Wille, Algologische Mittheilungen I. (Pringsheims Jahrb., Bd. 18, Berlin 1897, S. 428.)

etwas ab und beginnen sich mit Zellmembran zu umgeben; bei dem abgebildeten Exemplar sieht man an dem farblosen Vorderende gerade vor dem Augenpunkte einen kleinen Körper, der, seiner Lage, Gestalt und Grösse nach zu urteilen, der Zellkern sein muss.

Wenn die Zoosporen sich an der Zellwand der Wirtspflanze befestigt haben, werden sie ganz rund, umgeben sich mit Zellwand, wachsen bald zur gewöhnlichen Grösse an (Taf. I, Fig. 6, 13 *a*) und können dann wieder Zoosporen bilden.

Wenn die Bedingungen für die Bildung von Zoosporen ungünstig sind, wie z. B. dann, wenn sie sich einige Zeit in einer Schale mit Seewasser im Laboratorium befunden haben, so bilden sich an ihrer Stelle Aplanosporen (Taf. I, Fig. 11—14), die man also in diesem Falle für eine unterdrückte Zoosporenbildung halten kann.

Die Aplanosporen können sich entweder einzeln im jedem Individuum durch Zellverjüngung bilden, oder der Inhalt kann sich erst in 2—4 Teile teilen, die sich alle zu Aplanosporen entwickeln, die von einer besonderen Membran umgeben sind und bald selbständiges Wachstum aufweisen; sie werden oval oder etwas eckig und drängen sich bald aus dem Mutterindividuum heraus, welches sich auch hierbei, wie die Zoosporangien beim Austritt der Zoosporen, mit einem Deckel öffnet (Taf. I, Fig. 11, 12, 13 *b*), auch dies spricht dafür, dass diese Aplanosporen für reduzierte Zoosporen angesehen werden müssen.

Die Aplanosporen, welche bisweilen von der abgerissenen Membran der Mutterpflanze (Taf. I, Fig. 14) begleitet waren, sammelten sich in Menge auf dem Boden des Kulturgefässes an und setzten dort ihre Entwicklung ohne Ruheperiode fort, die ja im Grossen und Ganzen bei den Vermehrungsorganen der Salzwasseralgen selten vorkommt.

Die Aplanosporen beginnen sich ziemlich schnell zu teilen (Taf. I, Fig. 15) und wenn sich dann durch kreuzförmige oder Tetrarteilung 4 Zellen gebildet hatten, zersprang die Membran der Aplanospores in zwei Teile, ein wenig an das Abspringen des Deckels bei der Bildung von Zoosporen und Aplanosporen erinnernd.

Die keimenden Aplanosporen führen inzwischen mit ihren Teilungen in Kreuz- oder Tetraform fort, so dass ein Palmellastadium (Taf. I, Fig. 16) mit schliesslich ziemlich kleinen Zellen eintrat. Eine weitere Entwicklung derselben konnte ich in dem Kulturgefässe nicht erzielen, aber man darf — um zu der ursprünglichen festsitzenden Form zurückkehren zu können — wohl annehmen, dass sich bei ihnen im Naturstande ein Schwärmstadium einstellen muss; eine geschlechtliche Generation braucht ja auch nicht ausgeschlossen zu sein.

Die Beschreibung der Art könnte folgendermassen gefasst werden:  
*Sykidion Droebakense* Wille n. sp. (Tab. I, Fig. 1—16).

Die Individuen sind rund oder bei gegenseitigem Druck etwas eckig, aber nie gestielt, 6—9  $\mu$  im Durchmesser und wachsen auf Chladophoraceen in Salzwasser. Der Chromatophor ist eine einseitige, parietale Chlorophyllplatte, die ein Pyrenoid enthält. Die Vermehrung geschieht durch Zoo- und Aplanosporen. Die Zoosporen, welche in einer Anzahl von 2 oder 4 in jedem Individuum entstehen und oft von einer gemeinsamen inneren Membran umgeben sind, sind oval mit 2 Cilien und rotem Augenkpunkt. Das Zoosporangium öffnet sich mit einem Deckel. Die Zoosporen wachsen direkt zu neuen Individuen aus. Von den Aplanosporen entstehen, 1, 2 oder 4 in jedem Aplanosporangium, das sich mit einem Deckel öffnet; sie keimen sofort und bilden durch Teilung in Kreuz- oder Tetraform ein Palmellastadium, dessen weitere Schicksale unbekannt sind.

## II. Über die Entwicklung von *Trochiscia* Kütz.

(Hierzu Taf. I, Fig. 17—41).

Über die Entwicklung von Formen, die zur Gattung *Trochiscia* Kütz. (incl. *Acanthococcus* Lagerh., *Glochiococcus* de Toni, *Dictyococcus* Hansg., *Kymatococcus* Hansg.) hat man nur sehr wenig Mitteilungen.

Kützing<sup>1</sup> bemerkt nichts über die Vermehrung bei der *Trochiscia*.

Lagerheim<sup>2</sup> teilt über die Vermehrung beim *Acanthococcus* mit: «Divisio succedanea multido cellularum filialium globosarum, non aculeatarum, in cellula matricali provenit, quæ, membrana cellulæ matricalis in mucum conversa, liberæ fiunt. Cellulæ perdurantes oleosæ».

Reinsch<sup>3</sup> welcher eingehend zu beweisen sucht, dass der *Acanthococcus* mit den *Desmidiace*-Zygoten nicht identisch ist, hat auch nicht gerade viel mehr über die Entwicklungsgeschichte mitzuteilen: »Eine entwickelte und vollkommen ausgewachsene (überwinterte oder heurige)

<sup>1</sup> F. T. Kützing, Phycologia germanica. Nordhausen, 1845, S. 129.

<sup>2</sup> G. Lagerheim, Bidrag till Sveriges algflora (Öfversigt af Vet. Akad. Förhandl. Stockholm 1863, S. 61).

<sup>3</sup> P. Reinsch, Ueber das Palmellaceen Genus *Acanthococcus* (Bericht d. deutschen botanischen Gesellschaft, B. 4. Berlin 1886, S. 237).

Mutterzelle theilt sich in 8—16 Tochterzellen. Durch Zerfliessen der erhärteten Hülle werden dieselben frei und verbleiben sehr kurze Zeit aneinanderhängend verbunden. Man begegnet deshalb in grösseren Ansammlungen überaus zahlreichen kugeligen, glatten, an Palmella erinnernden Zellchen. Nach dem Zerfallen in Tochterzellen erleidet die gallertige Aussenschichte der Tochterzellen eine mannichfaltige Umbildung. Die Aussenschichte der jüngsten Zustände zeigt sich bei einigen Formen ganz glatt, bei anderen sind schon Andeutungen verschieden gestalteter Prominenz wahrzunehmen. Nach der vollständigen Ausbildung der Aussenschichte der Tochterzellen erscheint die Oberfläche mit Warzen, Stacheln oder leistenförmigen, maschig zu sammenhängenden Prominenz bedeckt. Die mit der charakteristischen ausgebildeten Aussenschichte bekleideten Zellen stellen den überwinternden Ruhezustand der Pflanze dar. — — — — »Jede der ausgewachsenen Zellen theilt sich bei den meisten Formen in 4 bis 8 ganz gleich grosse glatte Tochterzellen (bei anderen in 8—16). Ein vorhergehender zweitheiliger Zustand ist nicht zu beobachten«.

Hansgirg<sup>1</sup>, der mit zweifelhafter Berechtigung Kützings Gattungsnamen »*Trochiscia*« wieder aufgenommen hat, hat über die Entwicklungsgeschichte nichts mitzuteilen.

De Toni<sup>2</sup> wiederholt, was frühere Forscher über die Entwicklungsgeschichte mitgeteilt haben, mit folgenden Worten: »Propagatio plasmatis divisione succedanea; cellulæ hoc modo generatæ diffluentia membranæ cellulæ maternæ liberatæ contentus viridis chlorophyllaceus; cellulæ perdurantes guttulas oleosas continentas«.

Soweit mir bekannt ist, hat bisher Niemand Abbildungen der Entwicklungsstufen bei »*Trochiscia*« geliefert.

Anfang September 1899 fand ich in Dröbak eine neue Varietät von *Trochiscia granulata* (Reinsch.) Hansg., welche auf einem alten halbverrotteten Holzstamme wuchs, der am Strande so nah am Meere lag, dass er bei etwas über mittlerem Wasserstande vom Seewasser erreicht und so abwechselnd von Salz- und Regenwasser benetzt wurde.

Die Zellen hatten eine verhältnissmässig dünne, auswendig mit kleinen Höckern besetzte Membran; die Grösse schwankte zwar sehr, indessen bewegten sich die Maasse bei den meisten zwischen 15—27  $\mu$ . In der

<sup>1</sup> A. Hansgirg, Ueber die Süsswasseralgen-Gattungen *Trochiscia* Kütz. (*Acanthococcus* Lagrh., *Glochiococcus* de Toni) und *Tétraidron* Kütz. *Astericum* Corda, *Polyedrium* Nägeli, *Cerasterias* Reinsch. (Hedwigia 1888. Heft. 5, 6. Sep. S. 1).

<sup>2</sup> J. B. de Toni, Sylloge Algarum, Vol. 1 Patavii 1889, S. 963.



Regel waren die Zellen kugelig (Taf. I, Fig. 17), aber ab und zu konnte man auch eiförmige oder ovale Zellen antreffen (Taf. I, Fig. 23, 24), die sich aber hinsichtlich des Baues der Membran und der Gestalt der Höcker wie die runden verhielten.

Ich will diese Form *Trochiscia granulata* (Reinsch.) Hansg. var. *submarina* n. var. nennen. Sie weicht deutlich von *T. halophila* Hansg. ab, die die einzige bisher bekannte Salzwasserart<sup>1</sup> ist. Der chlorophyllführende Inhalt der Zellen war sehr dicht und schien die Oberfläche der Zelle ganz anzufüllen; bei genauerer Betrachtung zeigte sich aber, dass der Chromatophor parietal sein musste, und es fand sich oft eine unregelmässige, aber in der Regel etwas eckige Partie, wo der Chromatophor fehlte (Taf. I, Fig. 18, 19). Vielleicht kann dies aber als ein Teilungsstadium gedeutet werden. Wenn man solche Stadien mit Pikrinsäurelösung fixierte, in Wasser auswusch und dann in gewöhnlicher Weise mit Hæmatoxylin färbte, trat deutlich in jeder Zelle ein kleiner Zellkern und ein Pyrenoid zutage (Taf. I, Fig. 20—22), der etwas excentrisch und daher wohl im Mittelteile des Chromatophors liegt. Ich bin daher zu der Auffassung gekommen, dass der Chromatophor bei *Trochiscia* im Grossen und Ganzen am meisten mit dem Chromatophor bei verschiedenen Arten von *Chlamydomonas* übereinstimmt; denn er ist einseitig, wandständig, muldenförmig, hat nach hinten hin, wo das Pyrenoid liegt, eine starke Verdickung, und ist weiterhin dort ausgehöhlt, wo der Zellkern mit dem diesen umgebenden Protoplasma seinen Platz hat. Der Chromatophor bei diesen *Trochiscia*-Zellen erstreckt sich aber so weit nach vorne, dass nur ein ganz kleiner Raum von ihm unbedeckt bleibt, so dass es aussieht, als ob der Chromatophor die ganze Oberfläche einnähme.

Wie bereits erwähnt war die Membran der Zellen, verglichen mit verschiedenen anderen *Trochiscia*-Arten, verhältnismässig dünn; aber an der Aussenseite hatte sie kleine Höcker. Bei Ölimmersion ergab sich, dass diese Höcker kurz und kegelförmig waren und von einer kleinen flachen Senkung in der Membran, welche dicht und fein geschichtet war ausgingen; diese flache Senkung war natürlich nur bei den ihrer ganzen Länge nach sichtbaren Höckern zu erkennen (Taf. I, Fig. 25, 26). Ausserhalb der eigentlichen Membran und ungefähr in derselben Höhe mit den Spitzen der Höcker, bisweilen aber auch ein kleines Stück innerhalb derselben, sah man einen vereinzelt Umriss (Taf. I, Fig. 25, 26), der nach meiner Ansicht die äussere Grenze einer dünnen Schleim-

<sup>1</sup> Sie kommt »in margine stagnorum subsalsorum ad Auzitz prope Kralup Bohemice« vor. (Hansg. a. a. O. S. 3).

hülle sein muss oder eine Art Cuticula, welche die *Trochiscia*-Zellen umgiebt. Wie gesagt findet man oft, selbst bei verhältnismässig kleinen *Trochiscia*-Zellen, eine Art Spaltung des Chromatophors (Taf. I, Fig. 18, 19); bei grösseren Zellen findet man eine bedeutend weiter gehende Teilung (Taf. I, Fig. 27—30) und da kann man nicht gut zweifeln, dass man hier eine allmählich erfolgende Teilung der Zellinhalte vor sich hat, was so bei freier Zellbildung die Bildung von Propagationsorganen vorbereitet. Als ein solches Stadium (Taf. I, Fig. 32) mit Pikrinsäure fixiert und mit Hämatoxylin gefärbt wurde, ergab es sich dass der Zellkern sich ebenfalls geteilt hatte, so dass sich für jeden Chromatophorteil auch ein Zellkern vorfand. Auf diese Weise zerteilen sie sich da in eine grosse Menge Tochterzellen (Taf. I, Fig. 27—30), die sich schliesslich gegen einander abrunden und dabei wohl auch Membrane um die einzelnen Vermehrungszellen bilden, was ich allerdings in der Mutterzelle nicht direkt beobachtet habe.

So kann kein Zweifel darüber bestehen, dass diese höckerigen *Trochiscia*-Zellen als eine Art Ruhestadium aufgefasst werden müssen oder besser als ein Stadium, während dessen zuerst ein starkes Wachstum stattfindet und sich darauf auf einmal eine grosse Anzahl von Vermehrungszellen bildet. Solche Verhältnisse stehen ja bei den Chlorophyceen keinesweges ohne Beispiel da.

Es erheben sich nun die Fragen: 1) Wie sehen die Vermehrungszellen aus, welche aus den höckerigen *Trochiscia*-Zellen entstehen? und 2) wie entstehen dann wieder hieraus die höckerigen *Trochiscia*-Zellen?

Obwohl ich diese Fragen nicht mit voller objektiver Sicherheit beantworten kann, glaubte ich doch meine Beobachtungen und die subjektiven Schlüsse, die ich nach meiner Meinung ziehen durfte, veröffentlichen zu müssen, da dies die Aufmerksamkeit anderer auf die Sache hinlenken kann.

Wie bereits früher erwähnt, geben sowohl Lagerheim wie Reinsch (a. a. O.) an, dass die aus den höckerigen *Trochiscia*-Ruhezellen entstehenden Vermehrungszellen glatt sind. Zusammen mit den genannten höckerigen Ruhezellen von *Trochiscia granulata* (Reinsch) Hansg. var. *submarina* fand ich grosse Mengen eines Palmellastadiums vor (Taf. I, Fig. 32—34). Ich neige sehr der Annahme zu, dass diese letzteren teils durch Teilungen der ausgeschlüpften Vermehrungszellen der höckerigen *Trochiscia*-Ruhezellen entstanden sind, teils diese selbst darstellen.

Diese Palmellazellen haben einen einseitigen muldenförmigen Chromatophor mit einem kleinen Pyrenoid und teilen sich reichlich durch

Zweiteilungen, so dass oft Tetraden entstehen (Taf. I, Fig. 32—34), von denen aber nicht immer alle Zellen zur Entwicklung gelangen. Die Teilungen gingen dem Anscheine nach sehr rasch vor sich, so dass die Zellen nicht gerade viel Zeit hatten während der Teilungen auszuwachsen; auf diese Weise entstand eine grosse Anzahl kleiner Zellen, die anfangs dicht bei einander lagen, aber sich später, je nach dem sie wuchsen, von einander entfernten, indem sich zwischen ihnen Schleim aussonderte. Besondere Schleimhüllen um die einzelnen Tetraden waren nicht sichtbar, und es wurde auch keine Färbung vorgenommen, um solche nachzuweisen.

Inzwischen ergab sich bald, dass wenn die Teilungen aufhörten, diese Tetrzellen allmählich zu grösseren kugelförmigen Zellen (Taf. I, Fig. 24—34) anwuchsen, die auf der einen Seite einen fast halbkugligen muldenförmigen Chromatophor mit einem Pyrenoid hatten und auf der anderen Seite eine Öffnung oder krugförmige Vertiefung im Chromatophor aufwiesen, wo sicher der Zellkern seinen Platz hatte. Dass diese Zellen in der That aus der *Trochiscia* entstanden waren, ergibt sich daraus, dass sie beim Älterwerden eine Membransculptur auszubilden beginnen (Taf. I, Fig. 36), welche der der ausgewachsenen *Trochiscia*-Zellen sehr ähnlich ist. Dieses war inzwischen ebenfalls eine innere Zellstruktur, die ganz und gar der uns von verschiedenen *Chlamydomonas*-Arten her bekannten gleicht, und ich bezweifle umsoweniger, dass die erwähnten Tetraden und kugelförmigen Zellen Entwicklungsstadien von *Chlamydomonas* sind, als ich unter diesen und *Trochiscia*-Zellen wirklich vollentwickelte schwärmende Zellen von *Chlamydomonas* (Taf. I, Fig. 37) gefunden habe, sonst aber keine anderen Chlorophyceen als *Pseudendoclonium submarinum* n. sp., von dem später gesprochen werden soll, und *Prasinocladus lubricus* Kück., mit dem keine Verwechslung möglich ist. Bekanntlich kommen *Chlamydomonas*-Arten auch in Salzwasser vor, z. B. *Chlamydomonas Mikroplankton* Reinke<sup>1</sup>, so dass auch von dieser Seite der Ansicht nichts im Wege steht, dass die *Trochiscia*-Arten Ruhestadien von *Chlamydomonas*-Formen sein können.

Bereits 1895 bin ich hinsichtlich einer in Süsswasser vorkommenden Art *Trochiscia* zu der subjektiven Überzeugung gekommen, dass sie das Ruhestadium einer *Chlamydomonas*-Art darstellt.

Bei einem Aufenthalte auf dem Fäforsanatorium in Gudbrandsdalen, Sommer 1895, hatte ich eine Algenprobe genommen, die ich einige Tage in einer Schale mit Wasser aufbewahrte. Anfangs wimmelte es

<sup>1</sup> J. Reinke, Eine neue Alge des Planktons. (Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen, Neue Folge. B. III, H. 2. Kiel 1898).

in dieser Probe von einer Art *Chlamydomonas*, welche lebhaft unter den übrigen fadenförmigen Algen herumschwamm; von einer *Trochiscia* war aber kein einziges Individuum zu sehen. Leider versäumte ich es am ersten Tage die *Chlamydomonas*-Zellen der Art zu bestimmen und gedachte es am folgenden Tage zu thun.

Ich war nun sehr überrascht, als ich ein Paar Tage später dieselbe Probe untersuchte und nun fast keine einzige schwärmende *Chlamydomonas* mehr entdecken konnte, dagegen anstatt dessen eine grosse Anzahl *Trochiscia*-Zellen in verschiedenen Entwicklungsstadien (Taf. I, Fig. 38—40).

Bei allen war der chlorophyllhaltige Inhalt sehr dicht und da ich damals keine Reagenzien zur Hand hatte, gelang es mir nicht einen Einblick in die Zellstruktur zu erhalten; doch konnte ich bei einzelnen Zellen mit Sicherheit ein Pyrenoid erkennen (Taf. I, Fig. 39).

Von der Entwicklung der Membranhöcker sah man die verschiedensten Stadien (Taf. I, Fig. 38—40) und hier war bemerkbar, dass sich aussen herum ein schwacher Umriss zeigte, der nach meiner Annahme von der ursprünglichen Hülle der *Chlamydomonas*-Zellen herrühren musste, die noch vorhanden war, aber dann später verschleimt sein konnte. Nachdem diese Algenprobe längere Zeit gestanden hatte, ergab sich auch, dass die *Trochiscia*-Zellen an Grösse zunahmten und schwache Andeutungen einer beginnenden Teilung aufwiesen; weil ich aber abreisen musste, konnte ich die Entwicklung nicht weiter verfolgen.

Zieht man nun in Betracht, dass die *Trochiscia*-Arten nach allen Kennzeichen zu urteilen (wie dem Aufspringen der Membran, dem dichten Chlorophyllinhalte, Öl als Reservenernährung usw.) ein Ruhestadium von Algen darstellen müssen, dass junge *Trochiscia*-Zellen, was den inneren Bau angeht, an *Chlamydomonas* erinnern, dass ich zweimal beobachtet habe, wie das Auftreten von *Trochiscia*-Zellen unmittelbar auf das von beweglichen *Chlamydomonas*-Zellen folgt, dass die *Trochiscia* bei freier Zellbildung Veranlassung zur Bildung einer Menge von Tochterzellen gab, denen die Höcker der Membran fehlen und dass diese (bei *Trochiscia granulata* (Reinsch) Hansg. var. *submarina*) ein Palmellastadium durchzumachen scheinen, welches auch von verschiedenen *Chlamydomonas*-Arten her bekannt ist, so scheint mir der Schluss höchst wahrscheinlich zu sein, dass die *Trochiscia*-Arten wenigstens zum Teil Ruhestadien (Aplanosporen?) von Chlamydomonadineen sind.

Gänzlich sicher durch lückenlose Beobachtungen der Entwicklung einer einzelnen Zelle, ist meine Annahme allerdings noch nicht erwiesen, aber ich habe es nicht unterlassen wollen sie hier zu entwickeln, teils

weil ich sie selbst für richtig ansehe, teils weil dies die Veranlassung dazu geben kann, dass die Frage bei einer günstigen Gelegenheit durch die Kultur einzelner Zellen einer endgültigen Prüfung unterworfen wird, so dass deren Entwicklung Schritt für Schritt verfolgt werden kann; allein hierdurch kann hinsichtlich des Zusammenhörens der verschiedenen Formen innerhalb eines Entwicklungskreises ein völlig sicherer Beweis zuwege gebracht werden.

### III. Eine submarine Form von *Prasiola crispa* (Lightf.).

(Hierzu Tafel 1, Fig. 42—53.)

Im Jahre 1891 hob Gay<sup>1</sup> als charakteristisch für die Gattung *Schizogonium* (Kg.) Gay hervor »Chloroleucita in unaquaque cellula centralis, stellata, pyrenoide singulo instructa«. Später habe ich<sup>2</sup> nachgewiesen, dass die früher aufgestellten Gattungen *Prasiola*, *Hormidium* und *Schizogonium* vereinigt werden müssen und dass der Name *Prasiola* gegenüber *Schizogonium* das Prioritätsrecht besitzt und deshalb gebraucht werden muss.

Bereits 1888 vereinigt Gay<sup>3</sup> unter seinen *Schizogonium radicans* die früheren *Ulothrix radicans* Kg. und *Hormidium murale* Kg. (Phyc. gener.) und später vereinigt er (Algues vertes, 1891, S. 86) diese beiden mit mehreren anderen vermuteten Synonymen, unter welchen auch *Prasiola crispa* (Lightf.) Menegh., zu seinem *Schizogonium crispum* (Lightf.) Gay, das also richtiger *Prasiola crispa* (Lightf.) genannt werden müsste.

Zu dieser letzten Art muss die unten näher zu besprechende Form unter dem Namen *P. crispa f. submarina n. form* gerechnet werden. Es kann vielleicht Zweifel darüber herrschen, warum sie nicht als selbständige Art aufgeführt werden soll, da sie keinerlei Übergang aufweist zu *Prasiola crispa* (typische Flächenform), welche auch keines-

<sup>1</sup> F. Gay, Recherches sur le Développement et la Classification de quelques Algues vertes Paris 1891. S. 85.

<sup>2</sup> N. Wille, Om Færoernes Ferskvandsalger og om Ferskvandsalgerens Spredningsmaader. (Botaniska Notiser. Lund 1897. S. 31).

<sup>3</sup> F. Gay, Sur les Ulothrix aériens. (Bulletin de la Soc. botanique de France. T. 35. Paris 1888, S. 69).

wegs mit ihr zusammen vorkommt. Dagegen habe ich wie viele andere oft *Prasiola crispa* (Flächenform) mit *Hormidium murale* Kg. (Phyc. gener.) zusammen gefunden und zwischen diesen kommen deutliche Übergänge auch so häufig vor dass man ihre genetische Verwandtschaft nicht anzweifeln kann. Wildeman<sup>1</sup> liefert eine ausführliche Beschreibung mit Abbildungen von *Ulothrix radicans* Kg.« und gibt besonders Aufschlüsse über das verschiedene Auftreten der Rhizoiden. Übrigens sagt er über die Entwicklung dieser Art (a. a. O. S. 15): »Le filament se dissocie; les cellules se séparent les unes des autres, s'arrondissent et prennent une forme analogue à celle des *Protococcus*. Ces cellules libres ainsi formées constituent-elles un autre mode de propagation? C'est là un fait que je n'ai pu établir jusqu'ici«.

Gay (*Ulothrix aëriens* S. 67) findet dass die Rhizoiden bisweilen durch eine Wand abgegrenzt sein können, aber niemals mehrzellig sind; besonders hat er den inneren Bau der Zelle untersucht, worüber er an giebt: »Un grossissement de 700 diam. fait apercevoir dans chaque cellule un chloroleucite médian dont les bords sont frangés. Enfin l'emploi de réactifs durcissants et colorants, comme la picronigrosine, permet de reconnaître que les choroleucites ont la forme d'étoiles irrégulières à branches courtes et sont pourvus d'une amylosphère«.

Sowohl Wildeman wie Gay bemerken über die Form, welcher sie den Namen *Ulothrix radicans* Kg. geben, dass in den Zellen Längenteilungen vorkommen.

Im April 1898 und im September 1899 beobachtete ich an den Pfählen der Dröbaker Landungsbrücke die Form von *Prasiola crispa* (Lightf.), die ich *form. submarina n. form.* genannt habe. Sie wuchs hier mit *Pseudendoclonium submarinum n. sp.*, zusammen auf der Schattenseite am höchsten Wasserstandszeichen, so dass sie nur bei Springflut oder starkem Wellenschlag von Salzwasser benetzt werden konnte, und deshalb abwechselnd der Durchnetzung mit Salz- und Regenwasser ausgesetzt war. Die Fäden waren immer vereinzelt, sie waren weder zusammengewachsen, noch der Länge nach gespalten; ihre Breite betrug 10—12  $\mu$ . In Allgemeinen waren die Zellen wenig bis um die Hälfte kürzer als die Breite betrug; man konnte aber auch Zellen finden, besonders solche, die Rhizoiden aussandten, die bedeutend länger waren als breit (Taf. I, Fig. 42—45). Das hängt wahrscheinlich

<sup>1</sup> E. de Wildeman, Note sur deux Espèces terrestres du Genre *Ulothrix*. (Bulletin de la Soc. roy. de Botanique de Belgique. T. 25). Bruxelles 1886, S. 11, Pl. I.

mit dem Umstande zusammen, dass diese Zellen sich nicht wie die übrigen Zellen der Fadens durch Querwände teilen können.

Bekanntlich enthalten die Zellen einen sternförmigen Chromatophor mit einem Pyrenoid (Taf. I, Fig. 41, 48). Nach der Fixierung der Fäden mit Pikrinsäure, sorgfältigem Auswaschen in Wasser und nachträglicher Färbung mit Hämatoxylin tritt in jeder Zelle deutlich auch ein Zellkern hervor (Taf. I, Fig. 45, 46 *u*). Da das Pyrenoid die centrale Lage eingenommen hatte, hatte der Zellkern zur Seite weichen müssen und lag excentrisch in der Zelle nahe der einen Wand derselben, aber auf derselben Seite von ihr nur bei solchen Zellen, die eben durch Teilung aus einer Mutterzelle hervorgegangen waren (Taf. I, Fig. 46). In einigen Zellen sah man auf der entgegengesetzten Seite des Zellkerns zwei kleine Körner, welche sich mit Hämatoxylin ebenfalls blau färbten (Taf. I, Fig. 46), deren Beschaffenheit aber nicht näher untersucht wurde, da sie vollständig den Charakter zufälliger Bildungen an sich trugen und vielleicht eiweisshaltiges Reservematerial darstellten.

Als die Zellen mit Alkohol entfärbt und dann mit Jodlösung gefärbt wurden, zeigte sich um das Pyrenoid herum eine deutliche blaue Zone; bei Anwendung einer sehr starken Vergrößerung (Ölimmersion) löste diese Zone sich in sehr kleine blaue Körner auf, welche die ganze Oberfläche des Pyrenoids bedeckten. So kann ich Gays Beobachtung bestätigen, dass hier wirklich Stärke als Assimilationsprodukt auftritt.

Die Rhizoiden bilden sich in den Fäden mit fast regelmässigen Zwischenräumen, indem ein kurzes Rhizoid von einer Einzelzelle ausgeht (Taf. I, Fig. 43) oder zwei Nachbarzellen je ein Rhizoid bilden (Taf. I, Fig. 42). Manchmal sind auch zwei Rhizoidzellen durch eine Einzelzelle, welche kein Rhizoid bildet, von einander getrennt (Taf. I, Fig. 44). In einem einzigen Fall (Taf. I, Fig. 53) fand ich, dass sich mehrzellige Rhizoiden gebildet hatten, was von Wildeman (A. a. O. S. 16) und Gay (Not. aériens S. 72) als Kennzeichen für *Prasiola parietina* (Vauch) (= *Ulothrix parietina* Kg.) angegeben wird. Diese mehrzelligen Rhizoiden enthielten in ihren Zellen einen sternförmigen Chromatophor mit einem Pyrenoid und, wie man annehmen darf, dann auch wohl einen Zellkern, so dass sie mehr den Charakter von Zweigen als von Rhizoiden hatten. Dieses abnorme Verhalten fand ich bei hunderten von untersuchten Fäden nur ein einziges Mal und zwar in der Nähe des abgebrochenen Endes eines Fadens, während sonst auf dem Faden die Rhizoiden normal, einzellig waren; sonst aber habe ich ebensowenig wie Wildeman je gefunden, dass das Rhizoid durch irgend eine Wand von seiner Mutterzelle getrennt gewesen wäre, was nach Gays Angabe bisweilen der Fall sein soll. Es scheint so hieraus hervorzugehen, dass



das Verhalten der Rhizoide einigermaßen abwechseln kann und bei diesen naheverwandten Formen keinen völlig konstanten Artencharakter liefert.

Die normalen Rhizoide (Taf. I, Fig. 42—44, 46) entstehen durch ein einseitiges Auswachsen der Mutterzelle, und der Chromatophor reicht in normalen Fällen ganz in das Rhizoid hinein (Taf. I, Fig. 42—44); doch geschieht dieses wesentlich durch eine einseitige Verlängerung derselben, da das Pyrenoid dem Anscheine nach sich nicht gut weiter als bis zur Grenze von Rhizoid und Mutterzelle bewegen kann (Taf. I, Fig. 44). Bekanntlich hat Haberlandt<sup>1</sup> nachgewiesen, dass das einseitige Auswachsen einer Zelle zu Haaren oder ähnlichen Bildungen mit einer einseitigen Lage des Zellkernes in Verbindung steht, indem das Auswachsen auf der Seite vor sich geht, wo der Zellkern liegt und dass dieser nachher in die Ausbuchtung wandert und gleichsam deren Auswachsen bedingt. In diesem Punkte weichen bei dieser Alge die Rhizoide ab, denn hier habe ich nur Beispiele dafür (Taf. I, Fig. 46) beobachtet, dass das Rhizoid von der Seite, die dem Zellkern gegenüber liegt, gebildet wird und ich habe kein Rhizoid gesehen, das Zellkerne enthielte. Inwiefern das immer zutrifft, kann ich natürlich nicht sagen, aber dies galt für alle von mir untersuchte Fälle, und ich bin geneigt anzunehmen, dass dies der Grund für die geringe Ausbildung dieser Rhizoide ist.

An einzelnen Fäden konnten in gewissen Abständen einseitige Verdickungen der Querwände beobachtet werden (Taf. I, Fig. 47). Man kann vielleicht einen Grund finden, dies für die Folge einer Unterdrückung der Rhizoidbildung zu halten, aber sicher ist es, dass sich dadurch der Faden schliesslich in mehrere kleinere Fäden spaltet. Wie diese Spaltung vor sich geht, habe ich nicht direkt beobachtet, aber da es sich zeigt, dass die Zellen auf der einen Seite sich durch Turgordruck gegen die Celluloseverdickung abrunden, so deutet dies darauf hin, dass eine Trennung angestrebt wird, wie man auch oft kurze Fäden sehen konnte, die vermutlich auf diese Weise gebildet wurden. Bereits Wildeman hat Vermehrungsakineten beobachtet. Diese bilden sich sicher vorzugsweise in der kalten Zeit, im Spätherbste, Winter und im Vorfrühling, da ich sie nur ganz vereinzelt im Sommer, dagegen in grossen Mengen im April 1898 angetroffen habe. Wenn die Vermehrungsakineten sich bilden wollen, beginnen die Einzelzellen eines Fadens sich gegeneinander abzurunden (Taf. I, Fig. 48, 52), indem die

<sup>1</sup> G. Haberlandt, Ueber die Beziehungen zwischen Function und Lage des Zellkernes bei den Pflanzen. Jena 1887.



Fäden entweder aufbrechen (Taf. I, Fig. 52), so dass sie freiwerden, oder die äusseren Schichten der Zellwände zu verschleimen beginnen, so dass sie nur, wenn sie gefärbt werden, sichtbar sind (Taf. I, Fig. 48 a). Bisweilen treten gleichzeitig Teilungen des Fadens ein (Taf. I, Fig. 48) und die Tochterzellen können sich dann entweder gegen einander abrunden oder es können auch zweizellige Vermehrungsakineten entstehen, was inzwischen viel seltener ist. Bisweilen stirbt auch die eine Zelle während der weiteren Entwicklung eines solchen zweizelligen Vermehrungsakinetes ab (Taf. I, Fig. 49).

Dass die Vermehrungsakineten oft von einer Schleimhülle umgeben sind, welche daher wohl durch die Verschleimung der äusseren Membranschichten der Mutterzelle entstehen, geht daraus hervor, dass sie leicht überall hängen bleiben und nicht leicht abgelöst werden können, selbst dann nicht, wenn auf das Deckglas ein ziemlich starker Druck ausgeübt wird (Taf. I, Fig. 44 a).

In April 1898 fand ich manchmal unter den *Hormidium*-Fäden Vermehrungsakineten, deren Zellinhalt in eine Anzahl ovaler Zellen (Aplanosporen) (Taf. I, Fig. 49) geteilt war. Dass dies wirklich weiterentwickelte Vermehrungsakineten waren, ging daraus hervor, dass sich manchmal wie bei dem abgebildeten Exemplar eine zweite Zelle des Vermehrungsakinetes neben dem Aplanosporangium entwickelt hatte. Später werden die Aplanosporen frei, anscheinend durch Verschleimung der Wand des umgebenden Sporangiums. Diese Aplanosporen, die so in grosser Menge entstehen und sich massenhaft zwischen den *Prasiola*-Fäden finden, sind anfangs sehr klein, beginnen aber bald zu wachsen, so dass man sie in allen Grössen zusammen da liegen sieht (Taf. I, Fig. 50) und sie wachsen allmählich an bis sie schliesslich etwa die Dicke eines *Hormidium*-Fadens erreicht haben (Taf. I, Fig. 51 a, b).

Ich habe Grund zu glauben, dass diese Aplanosporen später direkt zu *Prasiola*-Fäden auswachsen; denn ich habe Teilungsstadien gesehen (Taf. I, Fig. 51 c), welche im April noch ausserordentlich selten waren. Dann aber fanden sich nachher im Sommer, im Juli, viele kurze lebhaft grüne junge *Prasiola*-Fäden, die dicht bei einander lagen und offenbar aus Vermehrungszellen hervorgegangen waren, da sie an beiden Enden abgerundet waren und jedes Gegensatzes zwischen Spitze und Basis entbehrten: eine Differenzierung, welche erst dann bei den *Prasiola*-Arten eintritt, wenn sie sich zu Flächenformen entwickeln.

Wie man sehen wird, bestehen gewisse Übereinstimmungen zwischen der hier nachgewiesenen Bildung von Aplanosporen bei *Prasiola crispa* (Lightf.) f. *submarina* und der bei *Prasiola mexicana* J. Ag. var.

*quitensis* Lagerh., welch letztere Lagerheim beschrieben hat<sup>1</sup>; diese scheint aber nicht durch das Keimen der gebildeten Akineten zu entstehen, sondern, wenn ich richtig verstanden habe, durch Teilungen selbständiger Zellen an der Kante des Thallus.

#### IV. Einige Beobachtungen über *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur.

(Hierzu Taf. I, Fig. 54—57, Taf. II, Fig. 58—63.)

Kützing<sup>2</sup> stellte diese Art zuerst zur Gattung *Hormidium*, später<sup>3</sup> aber als erste Art in die Gattung *Hormotrichum*, welche verschiedene confervoide Salzwasserarten umfasst, die zum Teil zur Gattung *Ulothrix*, zum Teil zur Gattung *Urospora* gehören. Rosenvinge<sup>4</sup> hebt hervor, dass *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur. öfter mit *Urospora mirabilis* Aresch. verwechselt worden ist, mit welcher sie oft zusammen vorkommt; wenn man die Zellstruktur nicht untersucht, sind sie auch gar nicht immer so leicht von einander zu unterscheiden.

Kützing giebt (Phyc. germ. S. 204) an, dass sein *Hormotrichum* mit der früher von E. Fries aufgestellten Gattung *Hormiscia* identisch ist, welcher Name nicht angenommen werden kann, da schon früher »unter den Schwämmen« eine Gattung *Hormiscium* Kze. vorkam.

Was die vielen Synonymen betrifft, welche Hauck<sup>5</sup> und de Toni<sup>6</sup> unter *Ulothrix flacca* aufführen, so kann man mit Sicherheit davon ausgehen, dass die von Kützing<sup>7</sup> aufgestellte Art *Hormotrichum vermiculare* Kg. nur ein Gametangienstadium von *Ulothrix flacca* ist; was aber die anderen betrifft, so kann kaum festgestellt werden, ob sie hierher gehören oder zu *Urospora mirabilis* Aresch. oder zu der Art, die ich

<sup>1</sup> G. de Lagerheim, Ueber die Fortpflanzung von *Prasiola* (Ag.) Menegb. (Berichte d. deutsch. bot. Ges. B. 10. Berlin 1892, S. 370).

<sup>2</sup> F. T. Kützing, Phycologia generalis. Leipzig 1843, S. 244.

<sup>3</sup> F. T. Kützing, Phycologia germanica. Nordhausen 1845, S. 204.

<sup>4</sup> L. Kolderup Rosenvinge, Gronlands Havalger. Meddelelser om Gronland, B. III, Kjøbenhavn 1893, S. 935.

<sup>5</sup> F. Hauck, Die Meeresalgen Deutschlands und Oesterreichs. Leipzig 1885. S. 112.

<sup>6</sup> J. B. de Toni, Sylloge Algarum. Vol. I. Patavii 1889, S. 232.

<sup>7</sup> Kützing, Species Algarum. Leipzig 1849, S. 382; Tabulae Phycologicae, Vol. III, Nordhausen 1853, S. 20, Tab. 64, Fig. II c—e.

nachher unter dem neuen Namen *Ulothrix subflacca* bespreche. Dies wäre nur durch die Untersuchung von Originalexemplaren möglich, vielleicht auch nicht einmal dann; denn die »Salzwasser-Conferven« verändern sich oft beim Trocknen so sehr, dass es nicht immer möglich ist sie in dem getrockneten Material wiederzuerkennen. Um sicher zu sein, muss man lebendes oder nach den neuen Methoden fixiertes Material der Untersuchung zu Grunde legen.

Bei Dröbak kommt *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur. sehr gewöhnlich auf Steinen und Felsen bei mittlerem Wasserstand um das Wasserstandszeichen herum bis zu einem Meter darunter vor, zusammen mit *Baugia crispa* Lyngb., *Urospora mirabilis* Aresch. und *Ulothrix subflacca* Wille. Besonders im April war sie reich entwickelt; sie war aber auch sonst im Sommer zu finden, allerdings in viel geringeren Mengen, so dass sie dem Anscheine nach am besten bei niedriger Temperatur gedeihen, was ja auch dazu stimmt, dass sie im nördlichen atlantischen Ozean beheimatet ist und unter anderem nach Rosenvinge<sup>1</sup> an mehreren Stellen der Küste von Grönland vorkommt.

Wie bereits aus den Abbildungen von Foslie<sup>2</sup> und Rosenvinge (Grönl. Havalg., S. 935, Fig. 44) hervorgeht, haben die Fäden bei *U. flacca* ein ziemlich wechselndes Aussehen. Die Fäden können mehrere Cm. lang werden und ich habe in einem und demselben Faden vegetative Zellen gefunden, deren Dicke zwischen 18—30  $\mu$  schwankt und die, wenn sie Schwärmzellen bilden, noch breiter werden. Rosenvinge (Grönl. Havalg. S. 935) giebt als Grenze für die Zellbreite der Art 14—80  $\mu$  an. Sehr gewöhnlich findet man, dass die Fäden durch Verschiedenheit in der Dicke der Querwände, durch Celluloseverdickung (Taf. I, Fig. 56), durch Einschnürungen des Fadens oder auch aus mehreren dieser Gründe gleichzeitig sich in Partien von einer grösseren oder kleineren Anzahl Zellen abgrenzen (gewöhnlich eine durch zwei teilbare), welche durch wiederholte Teilungen einer Mutterzelle entstanden sind.

Ich habe bei Dröbak nur *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur. auf Steinen und Felsen wachsend gefunden, während Rosenvinge für Grönland angiebt (Grönl. Havalg. S. 936), dass sie auch »auf verschiedenen Algen, besonders *Rhodymenia palmata* und *Fucus vesiculosus*« wachsen; dasselbe berichtet Foslie (a. a. O. S. 145) für Finmarken.

<sup>1</sup> L. Kolderup Rosenvinge, Gronlands Havalger, Kbh. 1893, S. 936; Deuxième Mémoire sur les Algues marines du Groenland. (Meddelelser om Grønland, B. 20. Kjobenhavn 1898, S. 115.)

<sup>2</sup> M. Foslie, Contributions to Knowledge of the marine Algae of Norway, 1. (Tromsø Museums Aarshefter. B. XIII, Tromsø 1890, S. 144, Tav. III, Fig. 1—3).

Bei Dröbak fand ich *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur. immer durch eine Basalzelle mit stark verdickten Zellwänden befestigt, und es konnten sich, abweichend von anderen mir bekannten *Ulothrix*-Arten, Rhizoide bilden. Diese gingen zwar wohl meistens subcuticular von den untersten Zellen nahe der Basalzelle aus (Taf. I, Fig. 55), aber ich habe auch extracuticuläre Rhizoide gesehen, nämlich in einem Falle, wo die Fäden abgerissen und einige Zellen abgestorben waren (Taf. I, Fig. 54 a); einige der noch lebenden untersten Zellen wuchsen da zu Rhizoiden aus, die an die Rhizoidbildung bei einigen Cladophoraceen erinnern. In Fig. 55 war die innere Zellstruktur der Basalzelle zerstört und in Fig. 54 a, die nach Aufbewahrung in Pfeiffers Lösung (gleiche Teile von Formol 40 pCt., Methylalkohol und Holzessig) gezeichnet ist, wiesen die Rhizoide und die nächstliegenden untersten Zellen übrigens einen strukturlosen Zellinhalt auf, während die weiter nach oben hin liegenden Zellen desselben Fadens (Taf. I, Fig. 54 b) sämtlich einen durchaus normalen Zellinhalt besaßen. Dies scheint dafür zu sprechen, dass die Basalzelle, die Rhizoide und vielleicht einige andere der dickwandigen untersten Zellen des Fadens sich vielleicht nicht teilen oder Schwärmzellen bilden können, da sie bereits zu stark als mechanische Organe differenziert sind, deren Funktion unabhängig vom Zellinhalte ist und nur auf der Stärke der Zellwand beruht.

Der Zellinhalt hat wie bei den typischen *Ulothrix*-Arten einen wandständigen Chromatophor, der vollständig bandförmig und nur dort etwas dicker ist, wo sich die Pyrenoide befinden, und der ferner ganz um die Zelle herumgeht, indem er nur ab und zu ein kurzes Stück an dem einen oder an beiden Enden der Zelle freilässt. Manchmal rufen die Vacuolen in dem Zellinhalte eine eigentümlich schaumförmige Struktur hervor (Taf. I, Fig. 58; Taf. II, Fig. 59). Der Chromatophor enthielt je nach der Grösse der Zellen 1—3 (vielleicht noch mehr) grosse Pyrenoide (Taf. I, Fig. 54 b—57; Taf. II, Fig. 58).

Ziemlich zentral in der Zelle befindet sich an Protoplasmafäden hängend ein verhältnismässig grosser Zellkern, der einen kleinen Nucleolus enthält (Taf. II, Fig. 58—60). Hier war der Zellkern nicht so leicht von dem Pyrenoid durch Färbung mit Haematoxylin zu unterscheiden, er trat dagegen (nach Fixierung mit Pikrinsäure und Auswaschen) bei Färbung mit Boraxkarmin viel deutlicher zutage. Besonders der Kernkörper farbte sich auf diese Weise sehr intensiv, während die Pyrenoide blassrot waren und sich, wenn sie ein wenig im Wasser gelegen hatten, fast ganz entfärbten; die Farbe des Zellkernes dagegen blieb erhalten.

Rosenvinge giebt über *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur. von Grönland (Gronl. Havalg. S. 936) an, dass sie »in den Monaten März—Juli mit Zoosporen gefunden wurde, dass sie aber besonders im Sommer zu fructificieren scheine«. Ich habe sie bei Dröbak nicht mit Zoosporen angetroffen, weder im April noch in Juli und August, dagegen hatte sie besonders im April eine unendliche Menge von Gameten und da diese später im Sommer fast völlig verschwinden, geht vermutlich die Bildung von Zoosporen bei ihnen noch früher im Frühling vor sich.

Gametangientragende Individuen haben ein sehr charakteristisches Aussehen (abgebildet von Kützing (Tab. Phyc. B. III, Taf. 64, Fig. II *c—e*) unter dem Namen *Hormotrichum vermiculare*) mit gekrümmten oder spiralförmig gewundenen Fäden und sehr kurzen Zellen, die eine eigentümlich gelbgrüne Farbe bekommen, wenn die Gameten reif werden.

Zellkern und Inhalt der Gametangien teilen sich zu wiederholten Malen hintereinander (Taf. II, Fig. 61—62) in eine grosse Anzahl kleiner Zellen, jede mit einem besonderen Zellkern (die abgebildeten braunen Partien stellen Hypochlorin dar hervorgerufen durch die Einwirkung der Pikrinsäure). Die Gametangien öffnen sich, wie bei den übrigen *Ulothrix*-Arten, auf die Weise, dass sich in der Seitenwand des Gametangiums ein rundliches Loch bildet und sie sich nun eines nach dem anderen herausdrängen. Oft bleiben aber einige im Gametangium zurück, wo sie dann eine Zeitlang lebhaft herumschwimmen.

Die Gameten sind sehr klein und unmittelbar nach ihrem Entstehen ziemlich langgestreckt eiförmig (Taf. II, Fig. 63 *a'*); sie runden sich aber bald etwas ab (Taf. II, Fig. 63 *a, b*) und werden dann eiförmig mit zwei langen Cilien in den farblose Vorderende, das oft schwach körnig ist und gewiss den Zellkern enthält; in dem Hinterende haben sie einen gelbgrünen Chromatophor und ungefähr in der Mitte tragen sie einen seitenständigen roten Augenfleck. Bei den Gameten zeigt sich ein schwacher Geschlechtsunterschied, indem die männlichen (Taf. II, Fig. 63 *a*) etwas kleiner, die weiblichen (Taf. II, Fig. 63 *b*) dagegen etwas grösser sind.

Unter dem Deckglase geht die Kopulation nicht so häufig vor sich wie im freien Wassertropfen, aber doch in der gewöhnlichen Weise, indem die Gameten einander erst mit den Vorderende berühren (Taf. II, Fig. 63 *c*) und sich darauf mit den Seiten an einander legen und zusammenzuschmelzen beginnen (Taf. II, Fig. 63 *d*), so dass die junge Zygote 4 Cilien und 2 rote Augenflecke trägt. Später werden die Cilien eingezogen (Taf. II, Fig. 63 *e*); die weitere Entwicklung der Zygote habe ich indessen nicht verfolgt.

## V. Über einige neue marine Arten von *Ulothrix*.

(Hierzu Taf. II, Fig. 64, Taf. III, Fig. 100.)

Dodel-Port<sup>1</sup> hat sehr ausführlich die Entwicklung einer marinen *Ulothrix*-Art beschrieben, die er für *U. flacca* (Dillw.) Thur. hält. Diese Bestimmung ist indessen offenbar unrichtig, denn es handelt sich um eine ganz andere Art. Hauck<sup>2</sup> stellt dieselbe zu *Ulothrix submarina* Kg., wie später de Toni<sup>3</sup> zu *Ulothrix implexa* Kg. Das ist aber ebenfalls unrichtig, denn wenn man sich Kützing's Abbildung von *Ulothrix implexa* Kg. ansieht (Tab. Phycol. B, II, Taf. 94, Fig. II), so findet man, dass es sich um ganz verschiedene Arten handeln muss; ausserdem giebt Kützing (a. a. O. S. 30) auch ausdrücklich von seiner *Ulothrix implexa* an, dass sie in Gräben vorkommt. Er rechnet sie übrigens auch gar nicht zur Gattung *Hormotrichum*, die sonst die marinen Formen umfasst.

Es ist nun zwar nicht unmöglich, dass man durch eine Untersuchung der Original Exemplare näher feststellen kann, was mit *Ulothrix implexa* Kg. und *U. submarina* Kg. gemeint ist, aber eigentlich doch nicht wahrscheinlich. Denn nach dem, was ich bei Dröbak gefunden habe, giebt es mehrere verschiedene *Ulothrix*-Arten, welche in Salz- und Brackwasser vorkommen, von einander aber nur in Verschiedenheiten in der Struktur des Zellinhaltes wesentlich abweichen. Da ich diese mit Sicherheit nicht mit den von früher her bekannten Arten identifizieren kann, habe ich es für angebracht befunden denjenigen Arten, deren Entwicklungsgeschichte ich im folgenden beschreibe, neue Namen zu geben.

### 1. *Ulothrix pseudoflacca* n. sp.

Die Fäden sind 8—22  $\mu$ . breit, unter einander frei, an Felsen, Steinen oder anderen Algen mit einer verlängerten, nach unten hin sich allmählich verschmälernden, am Ende abgerundeten Basalzelle befestigt, **frei ins Wasser hinein ragend**. Die Zellen  $\frac{1}{4}$  bis fast ebenso lang wie breit. Der Chromatophor wandständig, **bandförmig**, fast die ganze Länge der Zelle anfüllend, auf der einen Seite, wo ein vereinzelt

<sup>1</sup> A. Dodel-Port, Illustriertes Pflanzenleben. Zürich 1883, S. 149, Fig. 28.

<sup>2</sup> F. Hauck, Die Meeresalgen Deutschlands und Oesterreichs. Leipzig 1855, S. 441.

<sup>3</sup> J. E. de Toni, Sylloge Algarum, V. I. Patavi 1889, S. 168

Pyrenoid ist, stark verdickt. Die Zoosporangien mit wenigen (4—8) Zoosporen, welche **oval-eiförmig** sind und 4 Cilien tragen. Die Gameten sind oval-eiförmig mit 2 Cilien.

Man kann zwei — aber kaum scharf von einander getrennte — Formen unterscheiden:

*form. major.* Breite des Fadens 10—22  $\mu$ .

Auf Steinen und Felsen bei der biologischen Station zu Dröbak.

*form. minor.* Breite des Fadens im Allgemeinen 8—16  $\mu$ .

Epiphytisch auf *Fucus vesiculosus* bei der biologischen Station zu Dröbak.

Beide Formen wachsen um das Niveau des mittleren Wasserstandes herum und gehen nicht viel unter dieses hinunter.

Die Fäden, welche bezüglich der Breite oft innerhalb desselben Fadens wechseln können, sind mit einer Basalzelle befestigt, die nur ein wenig länger als breit ist, nach unten hin etwas zugespitzt, am Ende abgerundet. Die Fäden ragen frei ins Wasser hinein und haben im Allgemeinen mit grösseren Zwischenräumen schwache Einschnürungen und dickere Querwände (Taf. II, Fig. 64, 65), was auf das verschiedene Alter der Teilungen hinweist.

Die Zellen sind  $\frac{1}{4}$  bis eben so lang wie breit; oft findet man abgestorbene Zellen und wenn neben diesen Gametangien entstehen, so können diese eine Breite erreichen, die bis zu ein paar Malen so gross ist wie die der gewöhnlichen Fäden, indem da die erstorbenen Zellen, deren Turgor aufgehört hat, auf eine eigentümliche Weise zusammengepresst werden (Taf. II, Fig. 66). Der Chromatophor ist bandförmig und füllt meist die ganze Länge der Zelle aus, kann bisweilen an den Enden Partien frei lassen (Taf. II, Fig. 67), ist aber immer auf der einen Seite, wo ein einziges stark verdicktes Pyrenoid eingelagert ist, stark verdickt (Taf. II, Fig. 64, 65). Wegen des Pyrenoides und der grossen Dicke des Chromatophors, wo dieses vorkommt, wird der Zellkern beiseite geschoben und hängt an Plasmafäden auf der Seite der Zelle (Taf. II, Fig. 68, 69).

Die Vermehrung der Fäden geht durch Zoosporen, Gameten oder Akineten vor sich. Die Zoosporangien weichen nur wenig (Taf. II, Fig. 66 Z, 70, 71) von den allgemeinen vegetativen Zellen ab und von den Zoosporen bilden sich durch successive Zweiteilungen wenige (2—8) in jedem Zoosporangium. Es sieht so aus, als ob die Zoosporen sich vorzugsweise im Sommer bilden, da sie im Juli sehr zahlreich, im April dagegen seltener waren. Wenn sich nur zwei Zoosporen in jedem Zoosporangium bilden, können diese entweder parallel quer über dem Faden liegen oder in dessen Längsrichtung (Taf. II, Fig. 70); wo sie



dagegen zahlreich sind, ist die Anordnung mehr unbestimmt (Taf. II, Fig. 71). Wenn sich das Protoplast zur Bildung von Zoosporen teilt, teilt sich auch das Pyrenoid, so dass jede Zoospore ein Pyrenoid bekommt. Die Zoosporen schlüpfen durch ein Loch aus, welches sich in der Mitte der Zellwand bildet; dieses Loch ist in der Regel eine der Länge nach verlaufende oder schiefe Spalte (Taf. II, Fig. 70, 72), kann aber ab und zu auch rund sein.

Die Zoosporen (Taf. II, Fig. 73) sind eiförmig oval und tragen 4 Cilien in dem farblosen Vorderende, wo ein kleiner Zellkern ( $n$ ) zu sehen ist; der Chromatophor, welcher das Hinterende der Zoospore ausfüllt, enthält ein Pyrenoid und hat in der Mitte der Zelle oder etwas weiter nach hinten hin einen roten Augenpunkt. Die Zoosporen befestigen sich oft auf älteren Fäden derselben Art (Taf. II, Fig. 74, 75). Nach der ersten Teilung bildet die unterste Zelle eine etwas verlängerte Befestigungszelle mit abgerundeter Basis, ohne aber zu irgend welcher mehr hervortretender Hapterzelle auszuwachsen. Die obere Zelle liefert durch ihre Teilungen den Ansatz zum Faden selbst, in dem jede Zelle teilungsfähig ist. In einem vereinzeltten Falle habe ich auch gefunden, dass die Basalzelle sich einmal teilte (Taf. I, Fig. 76); doch kommt dies kaum gewöhnlich vor,

Die Gametangien, die in demselben Faden mit den Zoosporangien vorkommen können (Taf. II, Fig. 66 g) sind besonders zahlreich im Frühling, im April, seltener im Sommer. Sie weichen oft bedeutend von den vegetativen Zellen ab, indem sie im Allgemeinen stark angeschwollen sind (Taf. II, Fig. 66), was aber nicht immer der Fall ist (Taf. II, Fig. 77). Dagegen können sie von den Zoosporangien leicht durch ihre eigentümliche gelbgrüne Farbe unterschieden werden.

Die Gameten, die durch Öffnungen ausschlüpfen, welche wie bei den Zoosporangien in der Regel spaltförmig sind, aber auch rund sein können, sind anfangs von einer Blase umgeben (Taf. II, Fig. 77) und treten entweder einzeln oder mehrere zusammen aus derselben heraus. Anfangs sind sie etwas langgestreckt (Taf. II, Fig. 77), nehmen aber nachher eine rundliche Eiform an (Taf. II, Fig. 78), haben eine blassgrüne Farbe, am Hinterende einen Chromatophor mit einem Pyrenoid und etwas hinter der Mitte einen ovalen roten Augenpunkt; an dem farblosen Vorderende tragen sie zwei lange Cilien.

Bei *form. minor*, welche epiphytisch auf *Fucus vesiculosus* wächst, haben die Gameten eine etwas geringere Grösse (Taf. II, Fig. 79) als bei der Hauptform. Es findet sich kaum ein merklicher Geschlechtsunterschied, da die kopulierenden Gameten in den meisten Fällen fast immer genau dieselbe Grösse haben. Die Kopulation geht auf gewöhnliche



Weise vor sich (Taf. II, Fig. 78, 79), so dass sich Zygoten mit zwei roten Augenflecken und 4 Cilien, die später eingezogen werden, bilden.

Bisweilen können die Schwärmzellen (Zoosporen und Gameten) in ihren Zoosporangien und Gametangien keimen und besonders aus solchen parthenogenetisch keimenden Gameten wachsen, wie Dodel<sup>1</sup> früher bei *Ulothrix zonata* (Web. et Mohr) Kg. nachgewiesen hat, sehr dünne Fäden heraus.

Die Akineten bilden sich im Sommer in den oberen Regionen, wo die Alge vorkommt, und wo sie deshalb der Trockenlegung ausgesetzt ist; oft bilden sich die Akinete in dem einen Teile eines zoosporangien-führenden Fadens (Taf. II, Fig. 80). Wenn sich Akinete bilden sollen, wird der innere Teil der Membran dick, die Zellen runden sich gegen einander ab und werden durch Verschleimung des äusseren Teiles der Membran, welche dadurch leicht abbricht, frei (Taf. II, Fig. 80). Hierbei können sich entweder einzelne Akineten bilden oder mehrere können zusammenhängen. Die Akineten teilen sich später auf gewöhnlicher Weise durch Querteilungen wie im Mutterfaden und wachsen zu neuen Zellfäden aus (Taf. II, Fig. 81). Solche Teilungsstadien waren indessen selten, trotzdem dass die Akineten sehr gewöhnlich vorkamen. Vielleicht beruht das darauf, dass sie ein Ruhestadium, oder wol besser ein Zuwachsstadium durchmachen.

Ich bin geneigt diese Akineten zu erklären als Anpassung an die zufällig eintretenden Trockenperioden, denen diese Alge ja leicht ausgesetzt ist, weil sie meist auf dem Niveau des mittleren Wasserstandes vorkommt.

Die aus den Akineten hervordwachsenden Fäden besitzen keine Haptergane (Taf. II, Fig. 81) und können deshalb von den Wellen leicht weggeführt werden, wenn sie nicht zwischen anderen Algen hängen bleiben. Wahrscheinlich bilden sie bald Zoosporangien.

## 2. *Ulothrix consociata* n. sp.

Die Fäden 9—25  $\mu$  breit, oft wie beim *Schizogonium* **zusammengewachsen**, auf Steinen **kriechend**, woran sie mit einer ovalen, etwas verlängerten Basalzelle und sekundären Rhizoiden von den nächsten Zellen befestigt sind. Die Zellen sind  $\frac{1}{4}$  bis fast ebenso lang wie breit. Der Chromatophor wandständig, auf der einen Seite, wo sich das Pyrenoid befindet, stark verdickt und von da ab schmaler werdend, so dass er

<sup>1</sup> A. Dodel, Die Kraushaar-Alge *Ulothrix zonata*. (Pringsheim's Jahrbücher für wissenschaftl. Botanik. B. X Leipzig 1876, S. 102).

nicht immer den ganzen Umfang der Zellen anfüllt weder der Länge noch der Breite nach. Ein seitenständiger Zellkern in jeder vegetativen Zelle. In den Zoosporangien wenig (8) Zoosporen. Gametangien und Gameten unbekannt.

Diese Alge habe ich nur im Anfang April 1898 in Dröbak gesehen, am höchsten Wasserstandszeichen auf Steinen wachsend. Als der Wasserstand im Verlaufe des Monats niedriger wurde, starb sie ganz ab, so dass ich sie später nicht mehr gesehen habe.

Die Fäden, welche gewöhnlich eine Breite von  $16 \mu$  hatten, aber zwischen  $9-25 \mu$  schwanken konnten, sassen mit einer kurzen, fast eiförmigen Basalzelle (Taf. II, Fig. 82, 83) entweder an dem Steine oder an eigenen Fäden fest. Von den Zellen, welche der Basalzelle am nächsten liegen, können kurze einfache Rhizoide ausgehen (Taf. II, Fig. 82). Die Fäden krochen auf der Unterlage und bildeten eine dichte grüne Decke, die sehr fest an der Oberfläche der Steine haftete; sehr gewöhnlich fanden sich zwei oder mehr Zellfäden zusammengeklebt oder gewachsen (Taf. II, Fig. 84), was aber nicht, wie bei den *Prasiola*-formen, durch Längsteilung eines ursprünglich aus einer einzigen Zellreihe bestehenden Fadens entstanden ist, sondern durch das Zusammenwachsen ursprünglich freier Nachbarfäden. An der Spitze endeten die Fäden wie bei anderen *Ulothrix*-Arten in eine abgerundeten Zelle (Taf. II, Fig. 85). Die Aussenwand der Fäden war ziemlich dick und hatte, ausser dort wo abgestorbene Zellen vorkamen keine deutlichen Einschnürungen.

Die Zellen waren  $\frac{1}{4}$  bis  $1\frac{1}{2}$  Mal so lang wie breit und enthielten einen bandförmigen seitenständigen Chromatophor, der nicht immer die ganze Länge der Zelle bedeckte (Taf. II, Fig. 84, 85). Der Chromatophor ist auf der einen Seite, wo das Pyrenoid liegt, stark verdickt, wird aber nach den Seiten zu dünner, so dass er durch einen schmalen offenen Raum unterbrochen werden kann; er ist deshalb als eine gebogene, in der Mitte stark verdickte Chromatophorplatte aufzufassen, die ab und zu einen deutlich gelappten Umriss aufweist. Er bildet so in gewisser Hinsicht eine Mittelform zwischen dem bandförmigen wandständigen Chromatophor bei *Ulothrix* und dem zentralen sternförmigen gelappten Chromatophor bei *Prasiola* (incl. *Hormidium*). Mehr oder weniger seitwärts steht in der Zelle ein Pyrenoid (Taf. II, Fig. 86, 87). Abgesehen von der Basalzelle und den untersten Zellen, welche Rhizoide bilden, scheinen alle Zellen teilungsfähig zu sein.

Ich habe Zoosporangien (Taf. II, Fig. 88) mit (8) Zoosporen gesehen, habe sie aber nicht im freien Zustande beobachtet, ebensowenig ihre

Entleerung. Dagegen fand ich in einem einzigen Falle einige rundliche Zellen, die auf der Oberfläche des Fadens festsassen (Taf. II, Fig. 89) und offenbar aus Zoosporen entstanden waren, welche zur Ruhe gelangt, sich mit Membran umgeben und zu wachsen angefangen hatten. Vielleicht kann man sich die verwachsenen Fäden daraus entstanden denken, dass solche Zellenhaufen gleichzeitig auswachsen.

Gametangien und Gameten habe ich nicht gesehen, da die Alge wegen der längere Zeit andauernden Niedrigkeit des Wasserstandes abstarb und sich in den Sommermonaten, der einzigen Zeit wo ich nachher Gelegenheit hatte nach ihnen zu suchen, nicht zeigte.

### 3. *Ulothrix subflaccida* n. sp.

Die Fäden 5—26  $\mu$  breit, **nicht verwachsen**, an Felsen und Steinen mit einer verlängerten nach unten stumpf abgerundeten Basalzelle befestigt, **frei** ins Wasser **hinein ragend**. Die Zellen  $\frac{1}{2}$ —2 (4) mal so lang wie breit. Der Chromatophor **eine gebogene wandständige Platte** (abnorm mehrere in jeder Zelle), die in der Mitte verdickt ist und ein Pyrenoid enthält. In jeder Zelle ein seitlichgestellter Zellkern. In den Zoosporangien wenige (8) **breit eiförmige** Zoosporen mit 4 Cilien. Gametangien und Gameten unbekannt.

Diese Art wächst auf Steinen und Felsen zusammen mit einer *Chaetomorpha*-Art, ungefähr 1 Meter unter mittlerem Wasserstand, so dass sie nur bei selten eintretendem ungewöhnlich niedrigem Wasserstande und dann natürlich nur auf eine sehr kurze Zeit trocken zu liegen kommt. Ich habe sie sowohl im April wie im Juli und August gefunden.

Die Breite der immer einzeln vorkommenden Fäden schwankt sehr (von 5—26  $\mu$ ); sie sind mit einer kürzeren oder längeren, nach unten nur wenig schmälere Basalzelle (Taf. III, Fig. 90, 91, 94, 99, 100) an Steinen, Felsen oder Fäden von Chlorophyceen befestigt, weshalb sie frei ins Wasser hinein ragen. Rhizoiden wurden nicht wahrgenommen, vielleicht weil ich nur verhältnissmässig junge Fäden gesehen habe. Die oberste Endzelle der Fäden war abgerundet (Taf. III, Fig. 92).

Die Zellen waren selten kürzer als die Breite und in der Regel 1—2 Mal, (bisweilen noch mehr) länger als breit. Die Zellwand war bei jungen Individuen (Taf. III, Fig. 90—92, 94, 98, 100) dünner als bei den oben beschriebenen Arten. Der Chromatophor ist eine wandständige gebogene Chlorophyllplatte, in der Mitte, wo ein Pyrenoid eingelagert ist, dicker, mit einer unregelmässig gelappten oder gezahnten Kante. Im Verhältnis zur Zelle ist der Chromatophor klein, so dass nur ein

kleinerer Teil der Oberfläche der Zelle von ihm bedeckt wird (Taf. III, Fig. 90—96, 99—100). In jeder Zelle befindet sich ein stark nach der Seite hin verschobener Zellkern (Taf. III, Fig. 93). Manchmal kamen in einzelnen Fäden mehr oder weniger abnorme Zellen vor mit einer bedeutend grösseren Länge, manchmal auch Breite, und mit mehreren Chromatophoren (Taf. III, Fig. 91); ich hatte aber nicht die Möglichkeit festzustellen, ob darin auch mehrere Zellkerne — was anscheinend der Fall ist — vorkamen.

Im April sah man oft Zoosporangien<sup>1</sup>; diese müssen aber auch im Sommer vorkommen, da ich im August viele junge gerade aufgekeimte Fäden gefunden habe. Wenn die Zoosporangien im Begriffe sind zu entstehen, scheinen die Fäden eine dickere Membran zu erhalten und der Zellinhalt sich etwas abzurunden (Taf. III, Fig. 94—96). Die Zoosporen, von denen bis zu 8 durch successive Teilungen entstehen und von einer Blase umgeben (Taf. III, Fig. 96) aus dem Zoosporangium schlüpfen, sind breit eiförmig und haben einen blassgrünen Chromatophor mit einem Pyrenoid an dem Hinterende und 4 Cilien an dem farblosen Vorderende (Taf. III, Fig. 97). Am Hinterende des Chromatophors befindet sich auch ein seitenständiger ovaler roter Augenpunkt.

Die Zoosporen können sich auf Felsen, Steinen oder Fäden derselben oder einer anderen Alge befestigen und wachsen zu einem neuen Faden aus (Taf. III, Fig. 90, 94—100), indem sich offenbar die Basalzelle, welche ja bei dieser Art wenig differenziert ist, ebenfalls, wenigstens nach einiger Zeit, teilen zu können scheint.

Gametangien und Gameten zu beobachten habe ich bisher noch keine Gelegenheit gehabt.

Die Entwicklungsgeschichte der beiden letzten Arten ist also noch nicht vollständig bekannt, aber ich habe sie doch mit aufgenommen, da ich es für angebracht hielt die Aufmerksamkeit darauf zu lenken, dass sich unter dem, wie ich nachgewiesen habe, an und für sich unrichtigen Namen *Ulothrix implexa* Kg., wie dieser von späteren Gelehrten gebraucht worden ist, mehrere deutlich verschiedene marine *Ulothrix*-Arten verstecken.

---

<sup>1</sup> Wie weit die beobachteten Zoosporangien und Zoosporen (Taf. III, Fig. 95—97) zu dieser Art gehören oder eine Art für sich bilden, kann ich zur Zeit nicht absolut sicher feststellen; aber da diese Fäden an genau derselben Stelle gefunden wurden und der Bau der Chromatophors derselbe ist, habe ich sie zu derselben Art gestellt. Ich habe dies um so eher thun dürfen, weil es mir nicht möglich war konstante Unterscheidungsmerkmale zwischen diesen und den jungen dünnwandigen Fäden zu entdecken, welche oft auf den mehr dickwandigen wachsen (Taf. III, Fig. 95).

## VI. Über eine neue marine Chotophoracee.

(Hierzu Taf. III, Fig. 101—134.)

### *Pseudendoclonium* nov. gen.

Der Thallus besteht aus einer unregelmässigen Sohle mit unregelmässig verzweigten Zellen, von denen einzelne zu einzelligen, selten mehrzelligen Rhizoiden auswachsen können; an den aufrechten Fäden fehlt die Haarspitze, sie haben aber unregelmässige Verzweigungen, welche von der Mitte der Zellen ausgehen; sie bilden oft kreuzweise geteilte *Pleurococcus*-ähnliche Kolonien. Die Zellen haben eine einseitige, wandständige Chlorophyllplatte mit einem Pyrenoid; der Zellkern liegt fast zentral. Vermehrung durch Zoosporen und Akineten. Die Zoosporangien sind rundlich und öffnen sich mit kurzem Halse. Die Zoosporen sind breit eiförmig mit 4 Cilien, aber ohne roten Augenpunkt. Von Akineten giebt es zwei Arten: die Vermehrungsakineten bilden sich, einzeln oder mehrere zusammen, durch das Freiwerden von Zweigzellen, welche sofort zu neuen Individuen auswachsen; ruhende Akineten mit dicken Membranen und rundlichem, gelbgrünem Zellinhalt bilden sich mehrere zusammen und sind umgeben von Schleimmassen. Gametangien und Gameten unbekannt.

### *P. submarinum* n. sp.

Kommt bei Dröbak an Bollwerkspfählen und Holzwerk in Salzwasser vor.

Diese Alge bildete einen dicken dunkelgrünen Belag, der das blosse Auge auffallend an *Pleurococcus vulgaris* Menegh. erinnert. Sie kommt an den Bollwerkspfählen in Dröbak vor, teils gegen Norden und dann so, dass sie nur bei sehr hohem Wasserstand von den Wellen durchfeuchtet wird, teils an anderen Stellen des Bollwerkes, aber dort so, dass sie in der Regel unter Wasser stand und nur bei niedrigem Wasserstande trocken wurde. Sie scheint das Austrocknen sehr gut vertragen zu können, da die Zellen sich völlig lebenskräftig erwiesen, nachdem sie bei dem lang anhaltenden niedrigen Wasserstande des Sommers 1899, wo ich ihr Verhalten in den Monaten Juli, August und September studierte

— wie früher im April 1898 — lange Zeit hindurch eingetrocknet gewesen waren.

Wenn man einen Querschnitt in das Holzwerk macht, auf dem sie wächst, ergibt es sich (Taf. III, Fig. 101—103), dass die Fäden die Tracheiden der Bollwerkspfähle dicht anfüllen; wegen des engen Raumes sind da die Teilungen der Zellen gezwungen gewisse bestimmte Regeln zu befolgen: oft bilden sich mehrere parallele Reihen der Länge nach (Taf. III, Fig. 101) oder die Zellen teilen sich nur in eine einzige Richtung, werden aber von den Wänden der umgebenden Tracheide gezwungen sich kreisförmig zu biegen, wie es bei endophytisch vorkommenden Algen oft der Fall ist.

Wo die Alge nicht in Tracheiden eingeschlossen ist, die Verzweigung also frei vor sich gehen kann, ist sie viel unregelmässiger und kann fast mit den Verzweigungen bei den *Gongrosira*-Arten oder bei *Trentepohlia umbrina* (Kg.) Born<sup>1</sup> verglichen werden. Es kann nämlich jede freie Fläche einer Zelle auswachsen und durch eine Querwand abgegrenzt werden, so dass oft Tochterzellen von höchst ungleichem Aussehen entstehen. Bei der Zweigbildung entsteht zuerst eine Ausbuchtung mitten auf der Mutterzelle (Taf. III, Fig. 104), welche sich vergrössert und die nach der Teilung von Zellkern und Chromatophor durch eine Zellwand abgegrenzt werden kann. Bisweilen kann diese Verzweigung einseitig sein (Taf. III, Fig. 104, 105), oft geht sie aber auch nach beiden Seiten hin vor sich, oder überhaupt überallhin, wo sich ein Plätzchen für das Entstehen eines Zweiges findet (Taf. III, Fig. 106—107). So entstehen höchst unregelmässige dicht aneinandergereihte Zellkomplexe, die von einer gemeinsamen Schleimhülle umgeben sind und fast den Namen Pseudoparenchym verdienen könnten; durch einen starken Druck auf das Deckglas kann man die Zellen in diesen Komplexen auseinander drücken, so dass man einen Einblick in diese höchst unregelmässige Verzweigung erhält (Taf. III, Fig. 108). Durchgehends sind die Zellen der Alge sehr klein, so dass ihr Durchmesser im Allgemeinen 6—7  $\mu$  nicht überschreitet, bisweilen aber können mehr vereinzelt grössere Zellen auftreten (Taf. III, Fig. 105) und besonders sind die Zoosporangien selbstverständlich meistens, aber nicht immer, grösser (Taf. III, Fig. 124—126).

Sehr oft treten auf den äusseren Zellverzweigungen kreuzförmige Teilungen ein, so dass man glauben könnte einen *Pleurococcus vulgaris* Menegh. (Taf. III, Fig. 109—112) vor sich zu haben; oft aber zeigen

<sup>1</sup> N. Wille, Algologische Mittheilungen (Pringsheims Jahrbücher für wissenschaftl. Botanik, B. 18, Berlin 1887, Taf. XVI, Fig. 1, Taf. XXVIII, Fig. 106).

diese Zellen ein deutliches Bestreben zu Rhizoiden auszuwachsen (Taf. III, Fig. 114, 115) oder sie verzweigen sich auch bald, so dass eine Verwechslung mit der erwähnten Alge nicht gut möglich ist.

Über den inneren Bau der einzelnen Zellen kann bemerkt werden, dass sie eine einseitige Chlorophyllplatte besitzen, welche etwas gebogen, wandständig und dort, wo das Pyrenoid liegt, dicker ist. Der Chromatophor ist so klein, dass er nur ein Teil der Oberfläche der Zelle bedeckt. In dem farblosen Teil der Zelle, wo das Protoplasma fein gekörnt ist, liegt ein Zellkern mit einem Nucleolus (Taf. III, Fig. 116). Beide konnten deutlich nachgewiesen werden, wenn das zuerst mit Pikrinsäure fixierte und darauf ausgewaschene Material mit Haematoxylin gefärbt wurde.

Wurde der Chromatophor mit Alkohol entfärbt und Jod zugesetzt, so zeigte sich um das Pyrenoid eine blaue Kappe. Bei Anwendung von starker Vergrößerung (Ölimmersion) löste diese Kappe sich in unzählige kleine blaugefärbte Körner auf, so dass das Assimilationsprodukt unzweifelhaft Stärke ist.

Die geschlechtslose Vermehrung geschieht durch Bildung von Zoosporen und Akineten, abgesehen davon dass der ganze Zellkomplex sich leicht losreissen und mit Hilfe von Wind oder Wellen zerstreuen kann.

Von Akineten giebt es zwei Arten, nämlich Vermehrungs-, und Ruheakineten.

Die Vermehrungsakineten werden, wie bei *Trentepohlia umbrina* (K. g.) Born. auf die einfachste Weise dadurch frei, dass sich die einzelnen Zellen abrunden und bei der Spaltung der Querwände zu den Nachbarzellen von der Vereinigung mit diesen freimachen (Taf. III, Fig. 117). Manchmal sind die Vermehrungsakineten nur von einer dünnen Wand umgeben (Taf. III, Fig. 118), welche beim Keimen durch ihre ganze Masse wächst; bisweilen können sie aber auch dicker sein und dann wird teilweise, wenn der Akinet herauswachsen soll, eine äussere Membranschicht zersprengt (Taf. III, Fig. 119). Beim Herauswachsen der Akineten bildet sich oft sofort ein kurzes Rhizoid (Taf. III, Fig. 119, 120), der durch eine Querwand von dem oberen, mehr angeschwollenen Teile, der das wesentlichste des Chromatophors enthält, getrennt ist; in der Regel scheint sich diese obere Zelle erst durch eine Wand zu teilen, welche senkrecht zur vorhergehenden steht, so dass man drei Zellen bekommt (Taf. III, Fig. 114—115), von denen die beiden chlorophyllreichen weiter auswachsen, während sich die Rhizoidzelle nur selten und unter allen Umständen nur wenig teilt (Taf. III, Fig. 106, 121). Bisweilen wachsen aber die Vermehrungsakineten zuerst zu kurzen Zellfäden an ohne deut-



lichen Rhizoid, was aber nicht gewöhnlich zu sein scheint (Taf. III, Fig. 122, 123).

Für ruhende Akineten muss ich gewisse Stadien erklären, die ich auf etwas niedriger gelegenen Teilen der Bollwerkspfähle vorfand, die also nur bei niedrigem Wasserstand trocken zu liegen kamen, wie das während des langanhaltenden niedrigen Wasserstandes Ende August 1899 der Fall war. Diese ruhenden Akineten bildeten verhältnismässig kleine Kolonien von wenigen rundlichen und von ziemlich dicken Zellwänden umgebenen Zellen (Taf. III, Fig. 133, 134); ausserdem waren die Kolonien in Schleim gehüllt. Der Zellinhalt der Ruheakineten war wenig deutlich, da die Abgrenzungen des Chromatophors wenig hervortraten, ihre Farbe gelbgrün, an der Kante jedoch oft in eine gelbbraune Nüance übergehend (Taf. III, Fig. 133, 134); sie waren reich gefüllt mit kleinen Körnern, die gewiss eine Reservenernährung darstellen, deren Beschaffenheit ich aber nicht näher untersucht habe.

Diese Ruheakineten fanden sich meist zwischen *Calothrix*-Fäden und anderen blaugrünen Algen, die in lebhaftem Wachstum begriffen waren, eingebettet. Die Möglichkeit dürfte also nicht ausgeschlossen sein, dass dieses Verhältnis eine grössere Bedeutung für die Hervorrufung von Ruheakineten hatte, deren Keimen ich nicht beobachtet habe; sie machen dann vermutlich eine längere Ruheperiode durch.

Zoosporen habe ich Ende Juli und im August gesehen, aber nicht im April; sie kamen in geringer Anzahl zu Tage, wenn man ein wenig von der Alge, nachdem sie einige Tage halbtrocken da gelegen hatte, in frisches Seewasser legte. Wegen der dichten Anhäufung der Zellen war es schwierig, die Zoosporangien im Zusammenhang mit den vegetativen Zellen zu Gesicht zu bekommen; dagegen gelang es öfters losgerissene Zoosporangien (Taf. III, Fig. 124–126) zu finden. In einigen Fällen fand ich die Zoosporangien auch in Verbindung mit den vegetativen Zellen (Taf. III, Fig. 127).

Die Zoosporangien bildeten sich oft aus zwei oder mehr zusammenhängenden Zellen, die sich abrundeten und an der Seite mit einem kurzen Halse (Taf. III, Fig. 124, 126) öffneten, an die Zoosporangien bei *Gongrosira de Baryana* (Rabh.)<sup>1</sup> erinnernd. Wo diese Öffnung entstehen sollte, war die Membran wohl meist von vorneherein angeschwollen (Taf. III, Fig. 25), was wohl die Auflösung der Zellwände erleichtert. Von Zoosporen scheinen sich wenige (4–8) in jedem Zoosporangium

<sup>1</sup> N. Wille, Algologische Mittheilungen (Pringsheims Jahrbücher für wissenschaftliche Botanik, B. 18, Berlin 1887, Taf. XVIII, Fig. 110, 111).



zu bilden, sie waren durch eine farblose schleimartige Substanz von der Wand getrennt (Taf. III, Fig. 124—127). Vermutlich entspricht dies jener Blase, die so oft mit den Zoosporen bei vielen Algen herauskommt, und es dürfte daher bei der Entleerung der Zoosporen eine Rolle spielen, was sicher ziemlich rasch vor sich geht, da es mir trotz vielen Suchens nicht gelingen wollte es zu beobachten, obwohl ich im Präparat viele Zoosporen bemerkt habe, wenn einige Zeit verstrichen war.

Die Zoosporen sind sehr klein (gewöhnlich etwa  $4 \mu$  breit), breit eiförmig, mit einer kleinen Spitze an dem farblosen Vorderende, wo die 4 Cilien sitzen (Taf. III, Fig. 128, 129). Ein krugförmiger ausgehöhlter Chromatophor mit einem deutlichen Pyrenoid nimmt das breitere Hinterende der Zoospore ein. Sowohl das Pyrenoid wie die 4 Cilien waren am besten sichtbar, wenn man die Zoosporen vom Ende betrachtete (Taf. III, Fig. 130), wobei es sich zeigte, dass die Cilien im Kreuzform standen.

Die Zoosporen schwimmen sehr lebhaft herum und umgeben sich, wenn sie zur Ruhe kommen, schnell mit einer Membran. Dabei befestigen sich oft viele zusammen an älteren Teilen der Alge (Taf. III, Fig. 131) und beginnen auszuwachsen, indem sie sich durch eine Querwand (Taf. III, Fig. 132) teilen. Oft fand ich, dass die kleine farblose Spitze, die man am Vorderende der Zoosporen sah, als eine spitze Membranverdickung auf der einen Seite der keimenden Zoosporen erhalten blieb (Taf. III, Fig. 32), woran man ihn leicht erkennen konnte, wenn er in der richtigen Lage war. Jedoch trat dieser Membranhöcker nicht überall gleich gut erkennbar hervor; vielleicht wird er beim späteren Wachstum auch weniger deutlich.

Gametangien und Gameten habe ich zwar trotz vielen Suchens nicht entdecken können, doch wage ich ihre Existenz nicht zu verneinen, da sie doch vielleicht gefunden werden könnten.

Über die Verwandtschaftsverhältnisse dieser Alge können die Meinungen gewiss stark auseinandergehen, da ihre Entwicklung einige Berührungspunkte mit Algen aufweist, welche zu verschiedenen Gruppen gestellt worden sind.

So bieten z. B. einzelne Entwicklungsstadien von *Pseudendoclonium submarinum* gewisse Übereinstimmungen mit *Pleurastrum insigne* Chodat<sup>1</sup> dar, andere mit *Pseudo-Pleurococcus vulgaris* Snow<sup>2</sup>, welchen

<sup>1</sup> R. Chodat, Matériaux pour servir à l'histoire des Protococcoidées (Bulletin de l'Herbier Boissier, T. II, Genève 1894, S. 613, Pl. 28, f. 16—45).

<sup>2</sup> Julia W. Snow, *Pseudo-Pleurococcus*, nov. gen. (Annals of Botany, Vol. 13, London 1899, S. 193, Pl. XI).

inzwischen Chodat<sup>1</sup> für ein Entwicklungsstadium von *Pleurococcus vulgaris* Menegh. hält, womit ich aber nicht einverstanden sein kann, da der in Norwegen überall vorkommende *Pleurococcus vulgaris* sich mir bei lange fortgesetzter Reinkultur ebenso konstant erwiesen hat, wie Klebs das für seine süddeutschen Reinkulturen desselben vermerkt.

Da *Pleurastrum insigne* Chod. Zoosporen mit nur zwei Cilien hat, muss *Pseudendoclonium submarinum* ihm bestimmt als eine eigene Gattung gegenübergestellt werden, gerade so wie die Alge wenigstens nach den bisher vorliegenden allerdings kaum für erschöpfend zu haltenden Untersuchungen von *Pseudo-Pleurococcus*, der keine Zoosporen hervorbringt, getrennt werden muss.

Dass die Zoosporen bei *Pseudendoclonium submarinum* 4 Cilien haben, scheint am meisten auf Verwandtschaft mit *Stigeoclonium* und *Endoclonium* hinzudeuten, von denen die Alge aber doch verschieden ist durch ihre unregelmässigere Verzweigung, durch die aufrechten Thalluszweige, das Fehlen von haarspitzigen Thalluszweigen und durch ihr *Pleurococcus*-ähnliches Teilungsstadium, welches letzteres aber doch wohl am ehesten für eine Anpassung an die eigentümlichen Lebensverhältnisse dieser Alge um das Wasserstandszeichen am Meere gehalten werden muss und deshalb keinen besonders hohen systematischen Wert besitzt. Auch im inneren Bau der Zellen weist *Pseudendoclonium submarinum* verschiedentlich Berührungspunkte mit *Endoclonium polymorphum* Franke auf.

Es ist deshalb für mich aus verschiedenen Gründen wahrscheinlich, dass *Pseudendoclonium* systematisch unter die Chotophoraceen zu stellen ist, als eine besonders stark reduzierte und umgestaltete Form neben *Stigeoclonium* und *Endoclonium*.

## VII. Über einige *Rhizoclonium*-Arten.

(Hierzu Taf. III, Fig. 135–137, Taf. IV, Fig. 138–168).

Die Gattung *Rhizoclonium*, welche Kützing<sup>2</sup> im Jahre 1843 wegen der Verzweigungsverhältnisse von *Conferva* und *Cladophora* schied,

<sup>1</sup> R. Chodat, *Pleurococcus* et *Pseudo-Pleurococcus*. (Bulletin de l'Herbier Boissier, T. VII, Genève 1899. S. 827).

<sup>2</sup> F. T. Kützing, *Phycologica generalis*, Leipzig 1843, S. 261

nimmt innerhalb der Familie der Cladophoraceen eine ziemlich centrale Stellung ein, so dass es manchmal mit bedeutenden Schwierigkeiten verknüpft sein kann, zwischen den Gattungen *Rhizoclonium* und *Cladophora* einer, und *Rhizoclonium* und *Chatomorpha* anderseits scharfe Grenzen zu ziehen.

Wie bereits Stockmayer<sup>1</sup> hervorgehoben hat, ist es kaum möglich, den in der Verzweigung liegenden Unterschied von *Cladophora* scharf zu begrenzen, da einzelne *Rhizoclonium*-Arten, z. B. *R. pachydermum* Kjellm., unter normalen Verhältnissen mehrzellige Rhizoiden tragen und andere Arten, welche normaler Weise einzellige Rhizoiden besitzen, unter gewissen Umständen mehrzellige erhalten können (Taf. III, Fig. 136, 137; Taf. IV, Fig. 138). Aber anderseits können *Rhizoclonium*-Arten bisweilen nur sehr schwer von *Chatomorpha*-Arten zu trennen sein, da einige, z. B. *Rhizoclonium Kernerii* Stockm. unter normalen Verhältnissen ohne die geringste Andeutung von Lateralrhizoiden vorkommen.

Einzelne *Rhizoclonium*-Arten können wenigstens zuweilen eine basale Hapterzelle mit korallenähnlichen Verzweigungen entwickeln. Eine solche habe ich auch gefunden und 1881 im botanischen Laboratorium zu Kopenhagen abgebildet (Taf. III, Fig. 135): es war ein *Rhizoclonium hieroglyphicum* (Kütz.) Stockm. *form. typica* Stockm., die sich auf einer *Cladophora*-Art befestigt hatte. Ursprünglich waren diese Algen in Montreux von Prof. Warming gesammelt worden, aber hatten lange in einem Glasgefäße kultiviert im Laboratorium gestanden. Der Unterschied zwischen einer solchen basalen Hapterzelle bei *Rhizoclonium* und *Chatomorpha* oder *Cladophora* dürfte unmöglich festzustellen sein.

Im Grossen und Ganzen bin ich, obwohl ich keinen direkten experimentellen Beweis vorlegen kann, sehr zu der Annahme geneigt, dass die Rhizoidenbildung eine Einwirkung von aussen (Reiz) zu verdanken ist. Dieser kann teils ein chemischer sein, wie z. B. dann, wenn *Rhizoclonium riparium* (Harv.) Stockm. auf feuchten Boden wächst und dann, was sehr gewöhnlich vorkommt, in diesen Rhizoiden hineinsendet, teils können gewiss auch mechanische Ursachen Rhizoiden zur Bildung gelangen lassen. Für letzteres spricht der Umstand, dass ich auf der Insel Haaö bei Dröbak in einer stillen Bucht schwimmende *Rh. riparium* (Harv.) Stockm. ohne eine Spur von Rhizoiden gefunden habe, aber ein kleines Stück weiter draussen, wo die Wellen mehr Kraft hatten, wuchs sie auf der Strandseite unter einer *Chatomorpha*-Art und hatte sich da mit zahl-

<sup>1</sup> S. Stockmayer, Über die Algengattung *Rhizoclonium*. (Verhandlungen der k. k. zoologisch-botanischen Gesellschaft in Wien, Jahrgang 1890, S. 571).

reichen seitlichen bald ein-, bald mehrzelligen Rhizoiden (Taf. IV, Fig. 131) an dieser angeklammert. Von besonderem Interesse war hierbei der Umstand, dass in einigen Fällen die Endzelle eines Fadens (Taf. III, Fig. 137; Taf. IV, Fig. 138) begonnen hatte sich zu Rhizoiden umzubilden; ausserdem gingen zwei- oder dreizellige von einer Zelle in der Nähe aus. Hier liegt unzweifelhaft die Annahme nahe, dass die ungewöhnlich reiche Rhizoidbildung der Bewegung zu verdanken ist, in welche die Wellen die *Rhizoclonium*-Fäden versetzen und womit sie sie zur Rhizoidbildung veranlassen; auf diesem Wege befestigen sie sich an den *Chatomorpha*-Fäden, welche mit viel kräftigeren Hapteren am Boden festsitzen.

Mit den obengenannten dürfen diejenigen Hapteren nicht verwechselt werden, welche nur scheinbar als Basalzellen vorkommen und die bereits von Gay zur Sprache gebracht werden. Wie diese entstehen, erkennt man leicht an glücklichen Exemplaren (Taf. IV, Fig. 140, 141): an einem Faden, an dem einige Zellen erstorben waren, wuchs ein Hapter aus der darüber liegenden lebenden Zelle (Taf. IV, Fig. 140) heraus, der die dazwischenbefindliche Querwand wie ein Handschuhfinger eindrückt, bis schliesslich die Querwand aufricht. Bei fortgesetztem Wachstum findet man, dass sich die Membran der erstorbenen Zelle abgelöst hat, so dass von ihr nur noch eine Kappe übrig ist, welche ein Stück über dem anscheinend ursprünglichen basalen Hapter sitzt. Späterhin kann auch diese verschwinden, besonders wenn sich nachher die Hapterzelle durch eine Querwand (Taf. IV, Fig. 142) teilt, womit jede Spur einer möglichen intercalären Entstehung verloren geht.

Ähnlich war auch das Verhalten bei einer *Rhizoclonium*-Art, welche auf einer am 18. Mai 1882 mit Prof. P. Magnus und Custos P. Hennings nach Mariendorf bei Berlin unternommenen Excursion mit *Pleurocladia lacustris* A. Br. wachsend gefunden wurde und die ich später längere Zeit hindurch im botanischen Institut zu Berlin in einem Glasgefässe kultivierte. Aus einigen am 20. Juli 1882 ausgeführten hier wiedergegebenen Zeichnungen geht hervor, dass diese Form, welche ich vorläufig *Rhizoclonium hieroglyphicum* (Kg.) Stockm. *form. longiarticulata* n. *form.* nennen will, eine gut charakterisierte neue Varietät ist, welche sich vielleicht bei näherer Untersuchung als eine besondere Art herausstellt. Sie hatte ziemlich schmale Zellen (Breite 12–17  $\mu$ ), die 3–8, ja vor der Teilung sogar bis zu 12 mal so lang waren wie breit. Die verhältnismässig dünnwandigen Zellen enthielten mehrere Pyrenoide

<sup>1</sup> F. Gay, Recherches sur l. Dével. et la Classif. de quelques Algues vertes. Paris 1861. S. 29.

(Taf. IV, Fig. 143), aber nur einen einzigen Zellkern, der bei Färbung mit Eosin sehr deutlich zutage trat (Taf. IV, Fig. 144) und sich als sehr gross, rund und einen Kernkörper enthaltend erwies. Bemerkenswert war es auch, dass sich bei der Zellteilung welche genau so vor sich geht wie es Pringsheim<sup>1</sup> für die von ihm *Conferva utriculosa* genannte Art angegeben hat (welche vielleicht mit dieser *Rhizoclonium*-Form identisch ist) die neue Querwand nicht immer in der Mitte der Mutterzelle bildet, sondern etwas näher gegen deren einem Ende zu, so dass zwei ungleich lange Tochterzellen entstehen (Taf. IV, Fig. 145).

Diese *Rhizoclonium*-Form, welche ebenfalls nur im Wasser schwimmend, aber an keinerlei Unterlage festsitzend vorkam, hatte, soweit ich sehen konnte, niemals laterale Rhizoiden, wol aber ein Basalrhizoid (Taf. IV, Fig. 146), das man sich entweder durch das Keimen der Zoospore gebildet denken kann, oder das nach dem Obigen sekundär entstanden sein kann, indem eine Zelle eine andere darunterbefindliche durchwächst (Taf. IV, Fig. 147), deren Reste wegsprengt und sich so zu einem Rhizoiden ausbildet.

Den inneren Bau der Zellen von *Rhizoclonium riparium* (Harv.) Stockm. habe ich in Dröbak z. T. in den Frühstadien im April 1898, z. T. in den Sommerstadien im Juli 1899 untersucht; es zeigte sich, dass die Frühstadien- und Sommerstadien einige Verschiedenheiten aufwiesen.

Die untersuchten Frühstadien (Taf. IV, Fig. 148), welche von Husvik bei Dröbak stammen, wo sie auf dem Meeresufer zwischen Pflanzenwurzeln wachsend einen grünen Belag bildeten, waren Ruhestadien (Akineten), die gerade auszuwachsen begannen und eine Dicke von 25—28  $\mu$ . hatten. Die Zellwand war ziemlich dick und geschichtet, der Zellinhalt dicht und es zeigte sich, dass der chlorophyllhaltige Teil nicht ganz bis zur Membran reichte, so dass eine breite Schicht von farblosem Protoplasma ausserhalb des Chromatophors blieb; daher war es ohne Färbungsmittel ziemlich schwierig eine scharfe Grenze zwischen dem Protoplasma und der verdickten Zellwand zu finden. In der Mitte der Zellen zeigten sich 2 oder 4 blasse rundliche Partien, welche die Stelle des Zellkernes bezeichneten, was aus den Zellen hervorging, die behufs des Nachweises des Zellkernes mit Farbstoffen behandelt wurden.

<sup>1</sup> N. Pringsheim, Untersuchungen über den Bau und die Bildung der Pflanzenzelle. Berlin 1854, S. 29, Taf. I, Fig. 15—18.

Der Chromatophor schien bei diesen lebenden Akineten aus unzähligen kleinen spindelförmigen Körperchen zu bestehen, die oft S-förmig gebogen waren und ein dunkleres grünes Netzwerk auf einer helleren, mehr gleichmässig grünen Grundfarbe, die der zylindrischen Chromatophorplatte eigen ist, bilden. Dieses dunklere Netzwerk schien oft in einer Art Spirale um die Zellen zu liegen, so dass die Spirale, wenn auch etwas undeutlich, an der einen Ecke begann und an der diametral entgegengesetzten Ecke der Zelle aufhörte (Taf. IV, Fig. 148). In diesem Stadium waren die Pyrenoide nicht deutlich erkennbar, da sie vom Zellinhalte verdeckt wurden.

Bei Behandlung mit Pikrinsäurealkohol zog sich der Zellinhalt ein wenig zusammen (Taf. IV, Fig. 149—151) und die Struktur des Chromatophors wurde zerstört; dagegen trat der Zellkern nach sorgfältigem Auswaschen der Pikrinsäure und Färbung mit Haematoxylin sehr deutlich zu Tage. Jede Zelle enthielt, wie sich zeigte, unter normalen Verhältnissen zwei Zellkerne (Taf. IV, Fig. 149), aber vor der Zellteilung dehnte sich die Zelle bis zu ungefähr der doppelten Länge aus und die Zellkerne teilten sich da, ehe die Bildung der Querwand begann, so dass man in jeder Zelle 4 Zellkerne fand (Taf. IV, Fig. 150). In einer Zelle sah man 3 Zellkerne, von denen zwei gerade auf gewöhnliche Weise durch Teilung entstanden waren, während der dritte sich gerade im Stadium der Teilung des Kernes befand (Taf. IV, Fig. 151); sie lag in der Zelle etwas schief und schief nach unten, so dass nur ihr oberer Teil deutlich zu sehen war. An jedem Pol traten Kernschleifen hervor (dem Anschein nach 3, vielleicht aber 5—6, da ich nicht feststellen konnte, ob sich nicht auf der Rückseite des Zellkernes 2—3 Schleifen befanden) und in der Mitte des Zellkernes sah man zwischen den beiden Kernfiguren einen helleren Streifen. Bei der angewandten Vergrößerung war keine achromatische Kernspindel sichtbar, aber am oberen Pol, der am besten zu sehen war, lag bis zum Zellkerne reichend ein kleines Körnchen, das vielleicht, was ich aber keinesweges bestimmt behaupten möchte, ein Centrosom sein könnte.

Bei der Sommerform, die ich im Juli 1899 derselben Stelle entnahm, waren die Fäden etwas schmaler (13—15  $\mu$  breit) und wiesen oft intercalare Teilungen auf, welche durch eine den Zellinhalt successiv abschnürende und in zwei Tochterzellen zerlegende Ringleiste geschah. Pringsheim hat (a. a. O. S. 29, Taf. I, Fig. 15—18) diesen Vorgang bereits bei einer naheverwandten Art beschrieben und abgebildet.

Der Chromatophor der Zellen hatte einen in den Hauptzügen gleichgearteten, aber nicht so scharf ausgeprägten Bau wie ihm die Akineten

zeigen. Auch hier ging der Chromatophor ganz über die Zelle hin (war durch farblose Protoplasmaschichten von der Wand getrennt), und von diesen gingen auf der Aussenseite kurze ovale Vorsprünge aus, die als dunkelgrüne Partien hervortraten (Taf. IV, Fig. 152). Die Anzahl der Pyrenoide konnte stark schwanken, zwischen 2 bis 4 in jeder Zelle.

Wenn die Zellen mit Pikrinsäure fixiert, dann ausgewaschen und schliesslich mit Bordeauxrot gefärbt wurden, traten Pyrenoide und Zellkerne sehr deutlich hervor, da sie sich stark rot färbten; aber die Pyrenoide erkannte man leicht daran, dass sich nur der innere Teil färbte und jene daher von einem farblosen Bande umgeben erschienen.

In kurzen Zellen sah man nur einen Zellkern (Taf. IV, Fig. 153, 154), in längeren fanden sich deren regelmässig zwei vor (Taf. IV, Fig. 155) und in sehr langen, die vermutlich kurz vor der Teilung standen, fand ich gewöhnlich 4 Zellkerne (Taf. IV, Fig. 156). Mehr als 4 Zellkerne in jeder Zelle habe ich bei dieser Art nie gesehen und bin deshalb zu der Annahme geneigt, dass es für abnorm angesehen werden muss, wenn Gay 5 in einer Zelle vorfand; vielleicht bereitet sich die lange Zelle auf zwei einander rasch folgende Teilungen vor.

Bei der erwähnten Behandlung der Zellen mit Pikrinsäure zieht sich das Protoplasma etwas von der Wand zurück, der Chromatophor entfärbt sich und verliert etwas von der eigentümlichen Struktur, die er im lebenden Zustande besitzt. Das Maschennetz, welches auf diese Weise mehr oder weniger deutlich hervortritt (Taf. IV, Fig. 153—156) dürfte doch wol für den etwas kontrahierten Chromatophor gehalten werden können, indem die hervorspringenden äusseren Prozesse, die man bei der lebenden Zelle (Taf. IV, Fig. 148, 152) findet, nunmehr eingezogen oder wenigstens undeutlich geworden sind. Dies ist auch bei Gays Abbildungen des Chromatophors der Fall (a. a. O. Pl. II, Fig. 14), wo die Zellen ebenfalls fixiert und gefärbt sind.

Dass indessen der Chromatophor in der That eine durchbrochene, fast wandständige Cylinderplatte ist, scheint mir die Untersuchung von abnorm vergrösserten Zellen mit schwach entwickeltem Chromatophor (Taf. IV, Fig. 157) zu bestätigen: dieser zeigte sich nämlich hier nur als ein stark reduziertes, in einer Cyliinderebene liegendes Netzwerk, welches Ausläufer z. T. in derselben Ebene, z. T. ausserhalb derselben bis hin zur Zellwand, die aber nicht erreicht wird, aussendet. In

<sup>1</sup> F. Gay. Recherches sur Dével. et Classif. de quelques Algues vertes. Paris 1891, Pl. II, Fig. 13 c.



dieser Zelle befanden sich 2 Pyrenoide und 1 Zellkern, wurden aber vom Chromatophor verdeckt.

Was das Auftreten von Stärke in den Zellen bei *Rhizoclonium riparium* (Harv.) Stockm. betrifft, so habe ich Gays Angabe (a. a. O. Pl. II, Fig. 146) über die Bildung von Amylonherden um die Pyrenoide nicht bestätigt gefunden. Dagegen ergab sich bei chlorophyllarmen Zellen, dass Stärkekörner von verschiedener Grösse ringsum in der Zelle zerstreut lagen (Taf. II, Fig. 157), besonders in der Nähe des Vorsprungs der Chromatophors, wo sie sich zu bilden scheinen. Bei anderen ganz normalen Zellen fand ich bei der Färbung mit Jod, dass die Stärke eine periphere Schicht bildete, deren einzelne Körner oft sehr dicht zusammen lagen, aber ohne jede besondere Verbindung mit den Pyrenoiden.

Bei *Rhizoclonium Kernerii* Stockm. weicht der Bau der Zellen in einigen Punkten von dem oben geschilderten bei *R. riparium* (Harv.) Stockm. ab. Die Zellen der Fäden sind im Allgemeinen länger und schmaler (Breite 10—15  $\mu$ ), ausserdem sind sie nicht überall gleich breit, sondern dort, wo die Querwände liegen, sind die Fäden etwas breiter, bei den jüngeren, dünneren und daran kenntlichen Querwänden etwas schmaler.

Der Chromatophor hat allerdings eine ähnliche netzförmige Struktur, wie ich das für *R. riparium* (Harv.) Stockm. beschrieben habe, aber die Vorsprünge nach aussen scheinen an ihm zu fehlen oder wenigstens viel kürzer und darum auch weniger bemerkbar zu sein (Taf. IV, Fig. 158). Bei Fäden, welche verhungert waren, da sie einige Zeit in einem Zimmer nach Norden gestanden hatten, blieb der Chromatophor stärkefrei und hierbei zeigte sich, dass er eine Art netzförmiger Struktur hatte (Taf. IV, Fig. 161), indem dunklere Partien sich netzförmig von dem wandständigen hellgrünen fast nirgends ganz durchbrochenen Chromatophoreylinder abhoben.

In den kürzesten Zellen sah man nur einen Zellkern und ein Pyrenoid (Taf. IV, Fig. 159), in den längeren zwei Kerne und eine grössere Anzahl (2—6) Pyrenoide (Taf. IV, Fig. 159, 160). Auch hier trat die Stärke peripher als eine mehr oder weniger dicht zusammenhängende Schicht, welche nach ihrer Lage zu urteilen in keinem bestimmten Entwicklungsverhältnisse zu den Pyrenoiden zu stehen schien, deutlich zu Tage. In einigen Zellen konnte kein Spur von Stärke nachgewiesen werden, obwohl der Zellinhalt allem Anscheine nach unversehrt war.

Bei dieser Art bilden sich Zoosporen (Taf. IV, Fig. 162—163) sehr leicht; oft werden ganze Reihen von Zellen hintereinander zu Zoosporangien umgebildet. In einem Zoosporangium (Taf. IV, Fig. 163) sah



man 8 fast fertige Zoosporen, die eine ziemlich unregelmässige Anordnung aufwiesen. In einem anderen Falle fand sich ein teilweise entleertes Zoosporangium vor (Taf. IV, Fig. 164), welches noch einige Zoosporen enthielt, von denen einige im Begriffe waren sich mit Membran zu umgeben, andere abzusterben.

Wenn das Zoosporangium reif ist, öffnet es sich mit einem runden Loch in der Zellwand (Taf. IV, Fig. 162, 163); dafür scheint die Stelle im Voraus durch einen Vorsprung, den die Zellwand an genannter Stelle trägt, bestimmt (Taf. IV, Fig. 162, 164); dies pflegt gerne entweder oberhalb oder unterhalb der Mitte der Zelle zu geschehen.

Die Zoosporen sind eiförmig und tragen an der Spitze des farblosen Vorderendes zwei ungleich lange Cilien, von denen die eine längere und dickere nach vorne, die andere, kürzere und dünnere, nach hinten gerichtet ist. In dem vorderen Ende des Chromatophors befindet sich ein ovaler, roter Augenpunkt. Bisweilen waren abnorme Zoosporen, an eine Gametenkopulation erinnernd, zu sehen; aber da diese nur zwei Cilien und einen roten Augenpunkt (Taf. IV, Fig. 165) wie die normalen Zoosporen hatten, dürften sie vermutlich durch eine unvollständige Teilung innerhalb des Zoosporangiums entstanden sein.

Beim Keimen der Zoosporen bildet sich ein basales Endrhizoid (Taf. IV, Fig. 166—168); aber da sich die Fäden durch intercalare Teilungen und zufällige Zerreißen sehr stark vermehren, so findet man Fäden mit Endrhizoid sehr selten. Inwiefern die Fäden ursprünglich festsitzen, kann ich nicht mit Sicherheit ausmachen, vielleicht darf die eigentümliche starke Verdickung an dem abgebildeten Rhizoid (Taf. IV, Fig. 168) als eine abnorme Entwicklung gedeutet werden, indem sie keine Gelegenheit gehabt hatte sich zu befestigen, da dieses Exemplar nur lose zwischen den übrigen Fäden hing.

## Erklärung der Figuren.

### Tafel I.

Fig. 1—16. **Sykidion Dröbakense** Wille nov. sp. (Alle Abbildungen sind 570 mal vergrößert).

- 1. Zelle von *Cladophora crystallina* (Rotb.) Kg. mit 7, z. T. älteren, z. T. jüngeren festsetzenden Individuen von *Sykidion Dröbakense*.
- 2. Zelle von *Rhizoclonium Kernerii* Stockm. mit 4 Individuen von *Sykidion*, die durch gegenseitigen Druck eckig geworden sind.
3. Zoosporenbildung, wobei sich in jedem Zoosporangium 2 Zoosporen bilden.
- 4. Zoosporenbildung. In der Mitte 2 entleerte Zoosporangien; rechts 2 Zoosporangien mit je 4 Zoosporen; links erst ein Zoosporangium nach seiner ersten Teilung, dann eine ungeteilte *Sykidion*-Zelle.
- 5. Zoosporen: a) von der Seite, b) von oben gesehen, c) eine gerade zur Ruhe gelangte Zoospore. In dem farblosen spitzen Ende 2 Cilien, in dem abgerundeten Hinterende ein Chromatophor mit einem Pyrenoid, an der Grenze zwischen dem Chromatophor und dem farblosen Teile ein roter Augenpunkt.
- 6. Junges Individuum von *Sykidion*, aus Zoospore entstanden.
- 7. Eine Zelle von *Rhizoclonium Kernerii* Stockm. mit einem Individuum von *Sykidion Dröbakense* mit Haematoxylin gefärbt, so dass die Zellkerne (n, n) hervortreten.
- 8. Ein Zoosporangium mit 4 Zoosporen; der Deckel ist gerade aufgesprungen.
- 9. Entleertes Zoosporangium mit Deckel.
- 10. Geöffnetes Zoosporangium mit einer inneren Membran um die Zoosporen; diese sind ausgetreten mit Ausnahme einer einzigen, die zurückgeblieben und abnormal ausgewachsen ist.
- 11. Aplanosporangium mit einer Aplanospore und einem entleerten Zoosporangium mit doppelter Membran.
- 12. Aplanosporangium mit zwei herauswachsenden Aplanosporen.
- 13. Faden von *Rhizoclonium Kernerii* Stockm. mit zwei jungen Individuen (a) von *Sykidion* und zwei Aplanosporangien (b), von denen das eine sich öffnet.
- 14. Aplanospore und daranhängende Aplanosporangienmembran vom Boden des Kulturgefäßes.
- 15. Aplanospore, im Begriffe sich zu teilen.
- 16. Palmellastadium, durch Teilung von Aplanosporen entstanden.



E. Lantz. 24. Inst. 20/12

1-16. *Sykidion Droebackense* n. sp., 17-36 *Trochsetia granulata* (Reusch) Hansy  
 var. *submurina* n. var. 37 *Chlamydomonas* sp. 38-40 *Trochsetia* sp. 41-53 *Prasiola*  
*crispo* (Agth.) form. *submurina* n. form. 54-57 *Uloth. ex flavica* (Dillm.) Thur



- Fig. 17—36. *Trochiscia granulata* (Reinsch) Hansg. var. *submarina* Wille nov. var.
- 17. Ein Einzellindividuum im Ruhezustande (570:1).
  - 18, 19. Beginnender Teilungszustand im Zellinhalte (570:1).
  - 20, 21, 22. Zellen mit Pikrinsäure fixiert und darauf mit Haematoxylin gefärbt. In jeder Zelle ein Zellkern und ein Pyrenoid sichtbar (570:1).
  - 23, 24. Selten vorkommende ovale Zellen (570:1).
  - 25, 26. Teil der Membran, stark vergrößert; etwa am Aussenende der Höcker ist ein einfacher Umriss einer die Zelle umgebenden Hülle sichtbar (ca. 1500:1).
  - 27—30. Verschiedene Teilungsstadien des Zellinhaltes (570:1).
  - 31. Teilungsstadium mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt, so dass 4 Zellkerne sichtbar sind (570:1).
  - 32—36. Palmellastadium, mit *Trochiscia*-Zellen zusammen gefunden und vermutlich durch Teilung derselben entstanden. Sie teilen sich meist in Tetraden und darauf beginnen die Zellen zu neuen *Trochiscia*-Zellen auszuwachsen (Fig. 34, 35), indem der Chromatophor krugförmig wird und die Zellen endlich ihre Membransculptur (Fig. 36) zu entwickeln beginnen, gerade so wie die ursprünglichen *Trochiscia*-Zellen (570:1).
  - 37. *Chlamydomonas* sp.
  - 37. Schwärmspore, mit *Trochiscia granulata* (Reinsch) (Hansg.) var. *submarina* Wille zusammen gefunden, mit Osmiumsäure behandelt (570:1).
  - 38—40. *Trochiscia* sp.
  - 38—40. Individuen in verschiedenen Entwicklungsstadien aus Süßwasser; vermutlich aus schwärmenden einige Zeit kultivierten *Chlamydomonas*-Zellen entstanden (480:1).
  - 41—53. *Prasiola crista* (Lightf.) Wille form. *submarina* Wille nov. form.
  - 41. Ein einzelner Faden ohne Rhizoide, mit einem sternförmigen Chromatophor mit centralem Pyrenoid (570:1).
  - 42. Faden mit Rhizoiden von 2 Nachbarzellen ausgehend (570:1).
  - 43. Faden mit einem einzelnen Rhizoid (570:1).
  - 44. Faden mit zwei Rhizoiden, durch eine Einzelzelle von einander getrennt; an dem kurzen Rhizoid ein Vermehrungsakinet festgeklebt (570:1).
  - 45. Faden mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt, eine erstarbene Zelle hat homogenen Inhalt ohne Zellkern oder Chromatophor; *n* Zellkern, *p* Pyrenoid.
  - 46. Faden mit Rhizoid, mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt; in der Rhizoidzelle liegt der Zellkern an der am weitesten vom Rhizoid abgelegenen Wand; *p* Pyrenoid, *k* kleines Korn (Reservestoff?), das sich mit Haematoxylin blau färbt, *n* der Zellkern (990:1).
  - 47. Faden mit Celluloseverdickung, die den Faden in kleinere Teile teilt, welche frei werden können (570:1).
  - 48. Bildung von Vermehrungsakineten; a) Faden mit Vermehrungsakineten, b) Vermehrungsakinet vom Ende aus gesehen (570:1).
  - 49. Bildung von Aplanosporen in der einen keimenden Zelle eines Vermehrungsakineten; die andere Zelle abgestorben (570:1).
  - 50. Aplanosporen in verschiedenem Alter (570:1).
  - 51 a, b. Ganz ausgewachsene Aplanosporen; c Aplanospore in Teilung begriffen (570:1).
  - 52. Zellfaden mit Akineten, die dadurch frei werden, dass der Faden aufbricht (570:1).
  - 53. Abnormer Fall mit mehrzelligen Rhizoiden, an denen Erdteilchen hängen (570:1).
  - 54—63. *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur.
  - 54 a. Unterer Teil eines Fadens mit extracuticularen Rhizoiden; der ursprüngliche Basalteil des Fadens ist abgebrochen; b) weiter oben am selben Faden Chromatophore und Pyrenoide zeigend. Die Zellwände sind unter dem Einfluss von Pfeiffers Conservierungsflüssigkeit stark angeschwollen (570:1).
  - 55. Basalteil eines Fadens mit subcuticularem Rhizoid, nach einem lebenden Exemplar gezeichnet (570:1).

- Fig. 56. Teil eines Fadens mit zwei erstorbenen Zellen, die eine Familie von 4 Zellen — aus einer ursprünglichen Mutterzelle entstanden — begrenzen, an deren einem Ende eine eigentümliche schalenförmige Celluloseverdickung (570:1).
- 57. Zellen mit einer eigentümlichen Vaeuolbildung im Protoplast (570:1).

## Taf. II.

- 58. Faden von *Ulothrix flacca* (Dillw.) Thur., sich zur Bildung von Gametangien anschickend; mit Pikrinsäure fixiert und mit Säurefuchsin gefärbt; *n* Zellkern mit Nucleolus; *pp* Pyrenoide (570:1).
- 59. Zwei Zellen eines vegetativen Fadens, mit Pikrinsäure fixiert und mit Boraxkarmin gefärbt. Dabei treten Zellkern und Nucleolus — dieser besonders stark — hervor (685:1).
- 60. Zellen wie die vorhererwähnten behandelt; sie hatten sich rasch geteilt, wahrscheinlich Beginn der Gametangienbildung (685:1).
- 61. Beginnende Gametbildung. Faden mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt. Die Zellkerne sind blaugefärbt, die braunen Flecken deuten auf Hypochlorin (685:1).
- 62. Wie die obigen behandelt; die Gametbildung fast abgeschlossen (685:1).
- 63. Gameten, einzeln und in verschiedenen Copulationsstadien mit Osmiumsäure behandelt. *a'* Gamet, unmittelbar nach dem Heraustreten aus dem Gametangium *a* nach Verlauf einiger Zeit, nachdem es mit der Abrundung begonnen; *b*, *b* Gameten in ihrer endgültigen Form; *c* beginnende Copulation; *d e* weitere Copulationsstadien (570:1)
- 64—81. ***Ulothrix pseudoflacca* Wille nov. sp.**
- 64. Teil eines Fadens mit Zellen von verschiedener Dicke und beginnender Gametangienbildung (570:1).
- 65. Vegetative Zellen, von demselben Faden wie die obigen (570:1).
- 66. Faden mit 2 Zoosporangien (*z*) und mehreren Gametangien (*g*, *g*), sowie vielen erstorbenen Zellen (570:1).
- 67. Faden mit vegetativen Zellen von *form. minor*, auf *Fucus vesiculosus* L. wachsend (570:1).
- 68, 69. Zellen von *form. min.*, mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt; in jeder Zelle zeigt sich dabei ein Zellkern und ein Pyrenoid (990:1).
- 70. Faden mit 4 Zoosporangien, jedes mit 2 Zoosporen (570:1).
- 71. Faden mit Zoosporangien, jedes mit 6—8 Zoosporen (570:1).
- 72. Entleerte Zoosporangien mit der runden oder spaltförmigen Austrittsöffnung (570:1).
- 73. Zoosporen (570:1).
- 74, 75. Keimende Zoosporen nach der ersten Teilung (570:1).
- 76. Keimende Zoosporen, die Basalzelle hat sich geteilt (570:1).
- 77. Faden mit Gametangien, von denen sich 2 gerade entleeren (570:1)
- 78. Gameten und verschiedene Kopulationsstadien (570:1).
- 79. Gameten und verschiedene Kopulationsstadien bei *form. minor*. (870:1).
- 80. Bildung von Akineten in einem zoosporangienführenden Faden (570:1).
- 81. Keimender Akinet (570:1).
- 82—89. ***Ulothrix consociata* Wille nov. sp.**
- 82. Zwei Fäden, mit Basalzellen befestigt, die Bildung von sekundären Rhizoiden aufweisend (570:1).
- 83. Ein junger Faden, dessen Basalzelle auf einem Algenfaden festsetzt (570:1).
- 84. Zwei verwachsene Fäden (570:1).
- 85. Die Spitze eines Fadens (570:1).
- 86, 87. Ein schmalerer und ein breiterer Faden, mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt; in jeder Zelle ein Zellkern und ein Pyrenoid (990:1).
- 88. Zwei Zoosporangien (570:1)
- 89. Keimende Zoosporen (570:1).



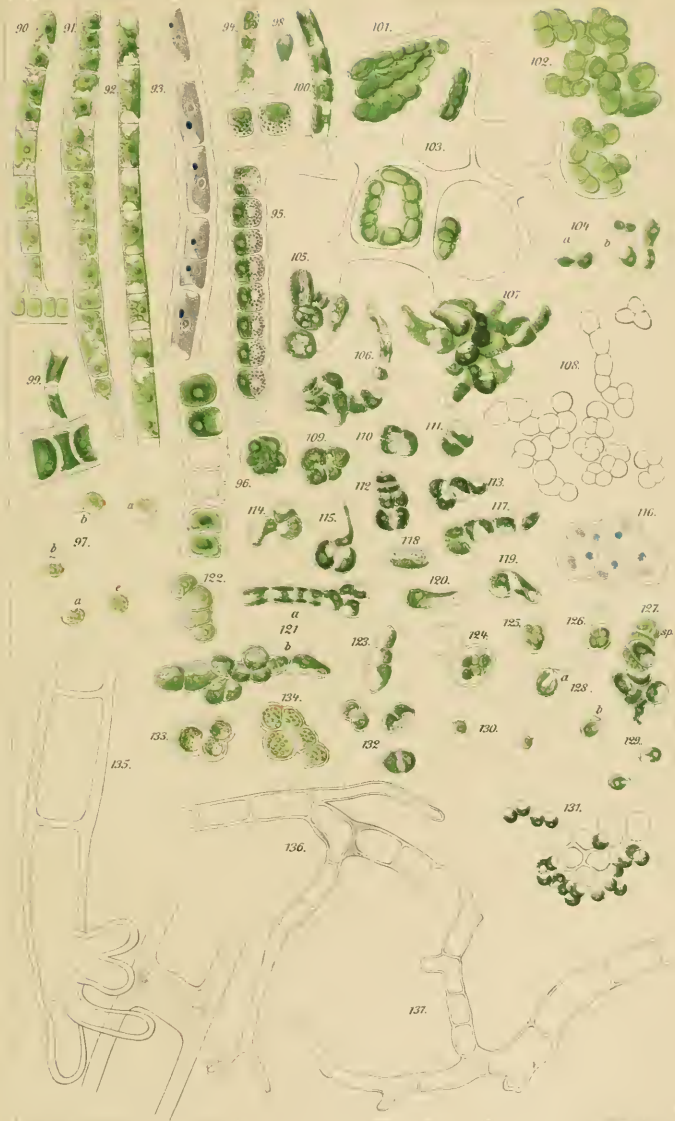
N. White del.

E. Lauterbach sculp.

58-63. *Ulothrix fluca* (Dillm) Thur. 64-81 *Ulothrix pseudofluca* n. sp.  
 82-89 *Ulothrix consociata* n. sp







90-100 *Ulothrix subflaccida* n. sp. 101-134 *Pseudendoclonium subnarinum*  
 n. gen. et sp. 136 *Rhizoclonium heteroglyphicum* (Kütz.) Stockm. f. *tyzaca* Stockm.  
 135, 137 *Rh. riparium* (Harv.) Stockm.



## Taf. III.

Fig. 90—100. **Ulothrix subflaccida** Wille nov. sp.

- 90. Ein junger Faden, auf einem Algenfaden festsitzend (570: 1).
- 91, 92. Basalteil und Gipfelteil desselben Fadens; am Basalteil abnorm lange Zellen mit mehreren Chromatophoren (570: 1).
- 93. Zellen mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt, so dass Zellkern und Pyrenoid sichtbar sind (570: 1).
- 94. Junge keimende Pflanze, auf einem sich zur Zoosporenbildung anschickenden Faden befestigt (570: 1).
- 95. Faden mit ründlichen Zellen, die sich zur Zoosporenbildung anschicken; in einer Zelle sind sowohl Chromatophor wie Pyrenoid geteilt, in einer anderen nur das Pyrenoid (570: 1).
- 96. Zoosporenbildung; 8 Zoosporen treten in einer Blase durch ein Loch in der Wand des Zoosporangiums aus (570: 1).
- 97. Mit Osmiumsäure fixierte Zoosporen; *a, a* gerade ausgetreten; *b, b* etwas ältere und etwas kontrahierte; *c* Zoospore von oben gesehen (570: 1).
- 98—100. Keimende Zoosporen.
- 101—104. **Pseudendoclonium submarinum** Wille nov. gen. et sp.
- 101—103. Thallus in querdurchschnittenen Tracheiden von *Pinus silvestris* von Bollwerkspfählen; die Zellreihen sind z. T. durch Druck auseinandergedrückt (570: 1).
- 104—105. Einseitige Verzweigung aufrechtstehender Thallusfäden (570: 1).
- 106—107. Kleine Individuen, Basalsohlen mit 1—mehrzelligen Rhizoiden bildend (570: 1).
- 108. Thallus; darin die Zellen mit Schleim umgeben, durch Druck auseinander gedrückt, so dass der Inhalt aus den Zellen hinaus gedrängt ist (570: 1).
- 109—115. *Pleurococcus*-ähnliches Teilungsstadium in verschiedener Entwicklung z. T. mit beginnender Rhizoidbildung (570: 1).
- 116. *Pleurococcus*-ähnliches Teilungsstadium, mit Pikrinsäure fixiert und mit Haematoxylin gefärbt, so dass der fast centrale Zellkern zu sehen ist (990: 1).
- 117. Bildung von Vermehrungsakineten (570: 1).
- 118—120. Das Keimen der Vermehrungsakineten (570: 1).
- 121. Verzweigungsverhältnisse bei jungen Individuen (510: 1).
- 122, 123. Keimende Vermehrungsakineten, die sich nur in eine Richtung geteilt haben (570: 1).
- 124—126. Losgerissene Zoosporangien, teils mit Zoosporen, teils entleert (570: 1).
- 127. Ein kleines Exemplar mit einem kleinen Zoosporangium (sp) an einer Zweigspitze (510: 1).
- 128, 129. Zoosporen (128 *a*, 990: 1, 128 *b*, circ. 700: 1, 129 circ. 570: 1).
- 130. Zoosporen von oben gesehen (570: 1).
- 131, 132. Keimende Zoosporen (570: 1).
- 133, 134. Ruhende Akineten (570: 1).
- 135. **Rhizoclonium hieroglyphicum** (Kg.) Stockm. f. **typica** Stockm.
- 135. Der Basalteil mit korallenartig verzweigtem Haptere auf einer *Cladophora*-Zelle (480: 1).
- 136—142 **Rhizoclonium riparium** (Harv.) Stockm.
- 136. Faden mit einem einzelligen und einem dreizelligen gabelförmig geteilten Rhizoid (210: 1).
- 137. Faden mit zweizelligem Rhizoid, wo die abgerissene Endzelle ein neues Rhizoid zu bilden beginnt (210: 1).

## Taf. IV.

- 138. Faden mit einem mehrzelligen Rhizoid; die Endzelle zu einem Rhizoid ungebildet (210: 1).

- Fig 139. Faden, mit einem einzelligen Hapter an eine *Chlamydomorpha*-Zelle befestigt (210:1).  
 — 140, 141. Entwicklung eines Endrhizoides nach dem Abwerfen toter Zellen (210:1).  
 — 142. Endrhizoid, das sich sekundär in zwei Zellen geteilt hat; von einer Zelle weiter oben ein laterales Rhizoid (210:1).  
 — 143—147. **Rhizoclonium hieroglyphicum** (Kg.) Stockm. form. **longiarticulata** Wille nov. form.  
 — 143. Zwei Zellen mit Pyrenoiden ( $\rho$ ,  $\rho$ ) und einem Zellkern in jeder Zelle (480:1).  
 — 144. Eine Zelle, deren Kern mit Eosin gefärbt war (480:1).  
 — 145. Eine Zelle, welche im Begriff ist sich in zwei ungleich lange Tochterzellen zu teilen (480:1).  
 — 146. Bildung eines intercalaren Endrhizoids (480:1).  
 — 147. Endrhizoid eines Fadens (480:1).  
 — 148—157. **Rhizoclonium riparium** (Harv.) Stockm.  
 — 148. Zwei lebende Akineten (im April), den Bau des Chromatophors mit einer fast wandständigen Chlorophyllplatte mit nach aussen hervorragenden kurzen spiralförmig angeordneten Rippen zeigend, zwei Zellkerne in der obersten, 4 in der untersten Zelle (570:1).  
 — 149—151. In Pikrinsäure fixierte und mit Haematoxylin gefärbte Zellen. Fig. 149 zeigt in jeder Zelle zwei Zellkerne; auf Fig. 150 sind in jeder Zelle 4 Zellkerne zu sehen; die Zellen stehen unmittelbar vor der Teilung; auf Fig. 151 sieht man in einer Zelle 3 Kerne, von denen der eine sich gerade teilt, so dass die Chromosomschleifen (und vielleicht ein Centrosom?) zu sehen sind (ca. 400:1).  
 — 152. Zelle der Sommerform mit 2 Zellkernen, 7 Pyrenoiden und einem fast wandständigen Chromatophor mit kurzen unregelmässig hervorragenden Rippen auf der Aussenseite (990:1).  
 — 153—156. Mit Pikrinsäure fixierte und mit Bourdeauxrot gefärbte Zellen, eine wechselnde Anzahl Zellkerne ( $n$ ) und Pyrenoide ( $\rho$ ) aufweisend, z. T. kurz vor z. T. kurz nach der Teilung der Zelle (990:1).  
 — 157. Eine etwas abnorme Zelle mit sehr stark reduziertem Chromatophor, netzförmig mit nach aussen ragenden kurzen Rippen; ringsumher in der Zelle, besonders aber in der Nähe des Chromatophors liegen kleine Stärkekörner (570:1).  
 — 158—168. **Rhizoclonium Kernerii** Stockm.  
 — 158. Vegetative Zellen in lebenden Zustände, die Verteilung des Chromatophors zeigend (570:1).  
 — 159, 160. Mit Pikrinsäure fixierte und mit Haematoxylin gefärbte Zellen mit 1—2 Zellkernen und einer wechselnden Zahl von Pyrenoiden (990:1).  
 — 161. Verhungerte (stärkefreie) Zellen, mit den Pyrenoiden und der netzförmigen Struktur des Chromatophors (570:1).  
 — 162. Faden mit einer vegetativen Zelle und 3 entleerten Zoosporangien (570:1).  
 — 163. Entleertes Zoosporangium, sowie ein solches mit 8 Zoosporen (570:1).  
 — 164. Zoosporangium, das seine Zoosporen nur z. T. entleert hat. (Die Öffnung ist auf der Zeichnung nicht sichtbar, belindet sich aber an dem erweiterten oberen Ende); die im Zoosporangium zurückgebliebenen Zoosporen sind teils im Begriffe der Destruktion zu verfallen, teils haben sie sich mit Membran umgeben und scheinen zu keimen anzufangen (990:1).  
 — 165. Abnorme Zoospore, wahrscheinlich durch unvollständige Teilung im Zoosporangium entstanden (990:1).  
 — 166, 167. Keimende Zoosporen (990:1).  
 — 168. Endrhizoid an einem älteren Faden (570:1).



A. m. d. 10

138-142 Rhizoclonium, riparium (Harr) Stockm. 143-147 Rh hetero-  
 phicum (Kj) Stockm. form. longi-articulata n. f. 148-157 Rh riparium  
 (Harr) Stockm. 158-168 Rh Kernerii Stockm.